



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique Et Populaire  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère De L'enseignement Supérieur Et De La Recherche Scientifique



**Université Constantine 1 Frères  
Mentouri  
Faculté des Sciences de la Nature et  
de la Vie**

**جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري  
كلية علوم الطبيعة والحياة**

**Département : Microbiologie**

**قسم الميكروبيولوجيا**

**Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master**

**Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie**

**Filière : Sciences Biologiques**

**Spécialité : Microbiologie appliquée**

Intitulé :

---

## **Etude de l'activité antifongique de certains extraits de plantes sur les moisissures isolées à partir des murs d'habitations**

---

**Présenté par : ABADA Takoua**

**Le : 13/06/2024**

**DAHMANI Romaïssa**

**Jury d'évaluation :**

**Président : Dr. ABDELAZIZ W. (MCB UFM Constantine).**

**Encadrant : Pr. BOUDEMAGH A. (Professeur - UFM Constantine).**

**Examineur(s) : Dr. BOUFERCHA O. (MCB UFM Constantine).**

**Année universitaire  
2023 – 2024**

## *Remerciement*

Au début, nous tenons à remercier Dieu Tout-Puissant qui nous a donné la santé, la volonté et la patience pour achever la préparation de Master 2.

Nous tenons à exprimer notre gratitude à notre encadrant, Monsieur BOUDEMAGH A., d'avoir accepté de nous encadrer, de nous faire bénéficier de ses compétences et de ses conseils, de prendre le temps de répondre à nos questions et de mener à bien ce travail.

Aux membres du jury qui ont pris de leur temps et ont bien voulu accepter de juger notre travail :

Madame ABDELAZIZ W. qui a bien voulu examiner notre travail.

Madame BOUFERCHA O. qui a eu l'amabilité de participer à ce jury.

Nous remercions encore une fois Madame ABDELAZIZ W., chef du département de microbiologie, pour son aide et son immense soutien.

Nous tenons à exprimer notre gratitude à tous les professeurs, personnels administratifs et techniques de l'Université Frère Mentouri Constantine 1, en particulier à Madame Mouna, ingénieure de laboratoire 11, pour leur contribution à notre formation tout au long de notre parcours universitaire.

## *Dédicace*

Je dédie ce travail à celle qui a semé en moi les graines de l'ambition et du travail acharné, à celle dont les prières ont illuminé mon chemin

### **À ma chère mère Hafida**

Aucune dédicace ne saurait exprimer la profondeur des sentiments que je te porte, ni les innombrables sacrifices que tu as faits.

Je te remercie infiniment et te suis éternellement reconnaissant. Tu m'as toujours soutenu durant mes études et ma vie. Tu as cru en moi jusqu'à ce moment. Tu as toute mon affection et ma gratitude.

### **À mon cher père Abdelhak**

Qui m'a appris la résilience et la persévérance, et m'a fait croire que les rêves ne se réalisent qu'avec un travail acharné et de la détermination.

Je n'oublierai jamais vos sacrifices et vos prières. Votre soutien moral a été d'une grande aide pour moi pour terminer mes études.

Que Dieu vous garde et vous accorde longue vie, santé et bonheur pour que je puisse vous rendre une petite partie de ce que je vous dois.

### **À mes chers frères et sœurs Sadak, Wissal et Sabaa**

Vous avez toujours été mon soutien et mon appui.

Merci d'avoir fait partie intégrante de mon voyage.

J'espère être un bon exemple pour vous.

### **À mes amies Souad et Bouthaina**

Et à toutes mes amies et membres de ma famille, chacun par son nom.

### **À mon chère binôme, Takoua**

Je tiens à remercier tout particulièrement ma collègue et partenaire dans la réalisation de ce travail, Takoua. Ta collaboration a été une pierre angulaire de cet accomplissement, et je ne peux qu'apprécier ton effort et ta grande coopération.

Il n'y a pas d'occasion sans mentionner la chère **Palestine**,

Terre du cœur et de l'âme. De ta terre pure, j'ai tiré la force et la patience, et de ton grand peuple, j'ai appris la persévérance et le défi. Vous êtes le symbole de la patience et de la détermination. Je prie Dieu pour votre paix, votre liberté et votre stabilité. Vous avez toute ma fidélité.

**DAHMANI Romaiissa**

## *Dédicace*

**Au nom d'ALLAH, le Tout Miséricordieux, le Miséricordieux.**

Je dédie ce mémoire à quelqu'un qui m'a pris par la main quand j'étais petite et qui m'a guidé sur le chemin du bonheur, elle est la meilleure mère du monde et la personne la plus importante et première de ma vie :

**Ma mère Salima**, Ce mémoire n'aurait pas été réalisée sans son soutien.

**A Mon Père** et mon professeur El Hasseine, pour leur soutien constant, encouragements et aides.

**À mes chères sœurs Fatima et Asma**, je ne serai jamais pouvoir leur témoigner suffisamment tout mon amour et ma gratitude pour toujours me soutenir.

**À tous mes amis et collègues Souaad et Bouthayna, notamment mes amis d'enfance Sirine, Romaissa**, qui ne sommes pas seulement des amies ou des collègues, mais aussi des sœurs.

Un merci tout particulier à mon amie et compagne de voyage universitaire, **ma binôme Romaissa**, dont la présence et le soutien ont été précieux tout au long de ce voyage. Sans elle, nous n'aurions pas pu arriver à ce résultat.

Enfin, je dédie ce diplôme à **mes camarades de Palestine**, dont les rêves sont entravés par la guerre. Que Dieu leur accorde la force et la victoire pour surmonter leurs épreuves.

À tous, merci du fond du cœur pour votre soutien et vos encouragements tout au long de ce parcours.

**ABADA Takoua**

## Table de Matière

|  |    |
|--|----|
| Liste des Tableaux   |    |
| Liste des figures  |    |
| Liste des abréviations   |    |
| <b>Introduction</b> .....  | 1  |
| <b>Synthèse Bibliographique</b>  |    |
| <b>Chapitre 1-Les Moisissures</b>  |    |
| 1- Généralités.....  | 5  |
| 2- Condition de croissance.....  | 6  |
| 2-1- Éléments nutritifs .....  | 6  |
| 2-1-1- Source de carbone et d'énergie.....                                       | 6  |
| 2-1-2- Source d'azote.....   | 7  |
| 2-1-3- Éléments minéraux .....   | 7  |
| 2-2- Facteurs physique-chimiques.....  | 7  |
| 2-2-1- La température.....   | 7  |
| 2-2-2- L'humidité.....   | 8  |
| 2-2-3- Le pH.....  | 8  |
| 2-2-4- L'oxygène.....  | 8  |
| 2-2-5- La lumière .....  | 9  |
| 3- Reproduction des moisissures .....  | 9  |
| 3-1- Reproduction asexuée .....  | 9  |
| 3-2- Reproduction sexuée .....   | 9  |
| 4- Cycle de développement .....  | 10 |
| 5- Moisissures les plus rencontrées sur les surfaces et les murs intérieurs..... | 11 |

|  |           |
|--|-----------|
| 5-1- <i>Aspergillus niger</i> .....  | 11        |
| 5-1-1- Généralité sur le genre <i>Aspergillus</i> .....                      | 11        |
| 5-1-2- Les caractéristiques morphologiques d' <i>Aspergillus niger</i> ..... | 12        |
| 5-1-3- Croissance d' <i>Aspergillus niger</i> .....                          | 13        |
| 5-1-4- La taxonomie d' <i>Aspergillus niger</i> .....                        | 14        |
| 5-1-5- Écologie d' <i>Aspergillus niger</i> .....                            | 14        |
| 5-1-6- La pathogénicité d' <i>Aspergillus niger</i> .....                    | 14        |
| 5-2- <i>Alternaria alternata</i> .....                                       | 16        |
| 5-2-1- Morphologie.....  | 17        |
| 5-2-2- Exigences de croissance.....  | 18        |
| 5-2-3- Reproduction.....   | 18        |
| 5-2-4- Infection dues aux genres <i>Alternaria</i> .....                     | 18        |
| 5-2-4-1- Effets sur la santé humaine.....                                    | 18        |
| 5-2-4-1-1- Réaction allergique.....  | 19        |
| 5-2-4-1-2- Pneumonie d'hypersensibilité.....                                 | <b>19</b> |
| 5-2-4-2- Effet sur les plantes.....  | 20        |
| 5-2-5-Taxonomie.....   | 20        |
| 5-3- <i>Penicillium spp</i> .....  | 21        |
| 5-3-1- Généralité sur le genre <i>Penicillium</i> .....                      | 21        |
| 5-3-2- Écologie... ..  | 22        |
| 5-3-3- Taxonomie.....  | 23        |
| 5-3-4- Pathogénicité.....  | 23        |
| 5-3-4-1- Réactions allergique.....   | 23        |

|   |    |
|---|----|
| 5-3-4-2- Composés allergènes.....               | 23 |
| 5-3-4-3- Effets toxique.....                    | 24 |
| 5-3-4-4- Les infections.....                    | 24 |
| 5-3-5- Contamination en milieux intérieurs..... | 24 |
| 5-4- <i>Fusarium spp</i> .....                  | 25 |
| 5-4-1- Morphologie.....                         | 25 |
| 5-4-2- Exigences de croissance.....             | 26 |
| 5-4-3- Reproduction.....                        | 26 |
| 5-4-3-1- Spores sexuelles.....                  | 26 |
| 5-4-3-2- Spores asexuée.....                    | 27 |
| 5-4-4- Infections à <i>Fusarium</i> .....       | 27 |
| 5-4-4-1- Effet sur les plantes.....             | 27 |
| 5-4-4-2- Effet sur la santé humaine.....        | 28 |
| 5-4-4-2-1- Réaction allergique.....             | 28 |
| 5-4-4-2-2- Effets toxiques.....                 | 28 |
| 5-4-5- Taxonomie.....                           | 29 |

## **Chapitre 2-Role des moisissures dans la contamination des murs et des surfaces des habitations**

|   |    |
|---|----|
| 1- Introduction.....  | 30 |
| 2- Conditions propices à la croissance des moisissures..... | 30 |
| 2-1- L'eau et l'humidité en quantités suffisantes.....      | 30 |
| 2-2- Les problèmes des constructions de bâtiments.....      | 31 |
| 2-3- La ventilation.....                                    | 31 |

|   |    |
|---|----|
| 2-4- Substances organique.....                      | 31 |
| 3- Détection des moisissures.....                   | 31 |
| 4- Évaluation de la contamination fongique.....     | 32 |
| 5- Effets des moisissures sur la santé humaine..... | 33 |
| 5-1- Les effets irritatifs.....                     | 35 |
| 5-2- Les effets immunologique.....                  | 35 |
| 5-3- Les effets infectieux.....                     | 36 |
| 5-4- Les effets toxiques.....                       | 37 |

### **Chapitre 3-Produits chimiques utilisés pour stopper l'apparition des moisissures dans les habitations**

|   |    |
|---|----|
| 1- Effets secondaires et indésirables des produits chimiques..... | 38 |
| 1-1- Effets sur la santé.....                                     | 38 |
| 1-1-1- Effets aigus.....  | 39 |
| 1-1-2- Effets chronique.....                                      | 39 |
| 1-2- Effets sur l'environnement.....                              | 40 |

### **Chapitre 4- Matériel et Méthodes**

|   |    |
|---|----|
| 1- Matériel végétal.....                | 42 |
| 2- Souches fongiques.....               | 42 |
| 3- Méthodologie.....                    | 42 |
| 4- Isolement des moisissures.....       | 46 |
| 5- Purification des moisissures.....    | 47 |
| 6- Identification des moisissures.....  | 48 |
| 6-1- Caractérisation macroscopique..... | 48 |



|   |    |
|---|----|
| 6-2- Caractérisation microscopique.....                           | 48 |
| 6-2-1- Observation microscopique à l'état frais.....              | 48 |
| 6-2-2- Observation microscopique.....                             | 48 |
| 7- Test des activités antifongiques des solutions naturelles..... | 49 |
| 7-1- Préparation de l'inoculum.....                               | 49 |
| 7-2- Ensemencement.....   | 49 |
| 7-3- Technique des puits.....                                     | 49 |
| 7-3-1- Solution naturelles.....                                   | 49 |
| 8- Préparation du cocktail des solutions naturelles.....          | 50 |

## **Chapitre 5- Résultat et discussion**

|   |           |
|---|-----------|
| 1- Résultats .....  | 51        |
| 1-1- Isolement des moisissures contaminant les différentes surfaces .....           | 51        |
| 1-2- Purification des moisissures.....  | 54        |
| 1-3- Identification des moisissures.....  | 55        |
| 1-3-1. Etude macroscopique .....  | 56        |
| 1-3-2. Etude microscopique.....   | 57        |
| 1-4- Test des solutions naturelles.....   | 59        |
| 1-5- Effet des mélanges des solutions naturelles sur la croissance<br>fongique..... | 70        |
| 2- Discussion.....  | 74        |
| <b>Conclusion.....</b>  | <b>82</b> |

|  |    |
|--|----|
| <b>Référence Bibliographique</b> ..... | 84 |
| <b>Résumé</b> .....                    | 93 |

## Listes des Tableaux

**Tableau 1** : caractères morphologiques des espèces les plus fréquentes dans l'habitat (Caillaud et al., 2006).

**Tableau 2** : Étendue de la moisissure – tableau décisionnel pour des fins de nettoyage (Santé Canada, 2023).

**Tableau 3** : Moisissures fréquemment identifiées dans les environnements intérieurs humides et leurs effets pathogènes potentiels (CSHPF, 2006).

**Tableau 4** : Échantillonnage à partir de diverses surfaces.

**Tableau 5** : Sources d'isolement et aspects macroscopiques des moisissures.

**Tableau 6** : Purification des colonies noires et grises.

**Tableau 7** : Etude Macroscopique des souches fongiques isolées.

**Tableau 8** : Etude Microscopique des souches fongiques isolées.

**Tableau 9** : Résultat de l'effet des extraits de plantes sur la croissance d'*Alternaria alternata*.

**Tableau 10** : Niveau d'inhibition des différentes solutions sur *Alternaria alternata*.

**Tableau 11** : Effet des extraits de plantes sur la croissance d'*Aspergillus niger*.

**Tableau 12** : Niveau d'inhibition des différentes solutions sur *Aspergillus niger*.

**Tableau 13** : Effet des mélanges d'extraits de plantes sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 48h d'incubation.

**Tableau 14** : Niveaux d'inhibition des mélanges d'extraits de plantes sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 48h d'incubation.

**Tableau 15** : Effet des mélanges d'extrait de plantes sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 15 jours d'incubation.

**Tableau 16** : Niveau d'inhibition de chaque mélange d'extrait sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 15 jours d'incubations.

## Listes des figures

**Figure 1 :** Structure de l'hyphe, (A) hyphe coenocytique, (B) hyphe cloisonné (Achour, 2019).

**Figure 2 :** La reproduction des moisissures : Schématisation de la reproduction asexuée et sexuée d'une moisissure (Beziane, 2019).

**Figure 3 :** Cycle de vie des moisissures (Méheust, 2012).

**Figure 4:** *Aspergillus niger* morphology. (a-b) colonies on PDA; a) top view of the fungus; b) fungus culture viewed from below the Petri dish; (c-f) fungi viewed by SEM c) conidiophores, bar = 100 µm; d) vesicle, bar = 20 µm; e) chain of conidia, bar = 20 µm; f) conidia, bar = 5 µm (Romero-Cortes et al., 2019).

**Figure 5 :** Aspergillomes (Coll Dr Belliol) (MASLIN et al., 2004).

**Figure 6 :** Modélisation et visualisation de la morphologie du champignon *Alternaria* (Taralova et al., 2011).

**Figure 7:** Conidiophore branching patterns observed in *Penicillium*. A. Conidiophores with solitary phialides. B. Monoverticillate. C. Divaricate. D, E. Biverticillate. F. Terverticillate. G. Quaterverticillate, terms used for describing parts of conidiophores are given. Scale bar = 10 µm (Visagie et al., 2014).

**Figure 8 :** Les trois spores différentes produites par *Fusarium oxysporum*. A : microconidies ; b : macroconidies ; c : chlamydospores (Okungbowa et Hakeem, 2014).

**Figure 9 :** Les substances et éléments fongiques susceptibles d'entraîner des effets sur la santé (Méheust, 2012).

**Figure 10 :** Effets sur la santé les plus courants (Nisitha et al., 2022).

**Figure 11 :** Exemples d'huiles essentielles issues de différentes parties de plantes. (Deschapper R, 2017).

**Figure 12 :** Schéma d'une installation d'entraînement à la vapeur. (Deschapper, 2017).

**Figure 13 :** Schéma d'une installation de distillation sèche. (Deschapper, 2017).

**Figure 14 :** Dispositif de l'expression à froid. (Farhat A, 2010).

**Figure 15 :** Schéma d'une installation d'hydrodistillation (Deschapper, 2017).

**Figure 16 :** L'localisation géographique de la zone d'étude : Constantine (Remki et al., 2014).

**Figure 17 :** (a) : Prélèvement de surface par écouvillonnage. (b) : Technique de prélèvement (Boulestreau et al. 2016).

**Figure 18 :** (a) : Isolement des moisissures sur milieu PDA, (b) : incubation à 30°C pendant 5-7 jours.

**Figure 19 :** Purification des moisissures sur milieu PDA.

**Figure 20 :** Réalisation de puits à l'aide d'une pipette pasteur (Benzemari et Hamlaoui., 2022).

**Figure 21 :** *Alternaria alternata* (purifié) sur milieu PDA.

**Figure 22 :** Colonie d'*Alternaria* à l'avant sur PDA (Alfartosy et al., 2021).

**Figure 23 :** *Aspergillus niger* (purifié) sur milieu PDA.

**Figure 24 :** Morphologie des colonies d'*Aspergillus niger* sur PDA (Romero-Cortes et al., 2019).

**Figure 25 :** Observation Microscopique (grossissement x100).

**Figure 26 :** observation microscopique à l'état frais (grossissement x100).

**Figure 27 :** Conidies et conidiophores d'*Alternaria alternata* HKB1 = 25µm (Alfartosy et al., 2021).

**Figure 28 :** conidie de *A. alternata* à l'état frais (grossissement x40) (Sun et al., 2023).

**Figure 29 :** observation microscopique d'*Aspergillus niger* (grossissement x 40).

**Figure 30 :** observation microscopique à l'état frais (grossissement x100).

**Figure 31 :** observation microscopique (40X) de (a) *A. niger* coloré avec le bleu de coton de lactophénol (Sutradhar et al., 2020).

**Figure 32 :** *Aspergillus niger* sur lame (Samson et al., 2004).

**Figure 33 :** Nombres de champignons répartis par endroits d'isolement.

**Figure 34 :** Conduites d'eau et de gaz contaminées par les moisissures.

**Figure 35 :** Problème de taches noires sur le mur du laboratoire 11 (bloc des sciences).

**Figure 36 :** Effet des solutions d'extraits de plantes sur la croissance d'*Alternaria alternata*.

**Figure 37 :** Effet des solutions 1 et 2 sur la croissance d'*Aspergillus niger*.

**Figure 38 :** Effet du mélange sur la croissance d'*Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 15 jours d'incubation.

## Listes des abréviations

**AW** : Water Activity.

**Av. J.-C** : Avant Jésus-Christ.

**ATP** : Adenosine Triphosphate.

**ADN** : Acide désoxyribonucléique.

**ARN** : L'acide ribonucléique.

***A fumigatus*** : *Aspergillus fumigatus*.

***A. niger*** : *Aspergillus niger*.

***A. alternata*** : *Alternaria alternata*.

**AFS** : Sinusite fongique allergique.

**COV** : Composés Organiques Volatiles.

**CREDOC** : Centre de Recherche pour l'Étude et l'Observation des Conditions de vie.

**CO<sub>2</sub>**: Dioxyde de Carbone.

**CWDE**: Cell Wall Degrading Enzymes.

**CSTB** : Centre Scientifique et Technique du Bâtiment.

**C°** : Degrés Celsius.

**Cm** : Centimètres.

**DMAPP** : Diméthylallyl diphosphate.

***F. graminearum*** : *Fusarium graminearum*.

***F. solani*** : *Fusarium solani*.

***F. oxysporum*** : *Fusarium oxysporum*.

***F. moniliforme*** : *Fusarium moniliforme*.

***F. verticillioides*** : *Fusarium verticillioides*.

***F. nipiforme*** : *Fusarium nipiforme*.

***F. proliferatum*** : *Fusarium proliferatum*.

**HE** : Huiles Essentielles.

**HST** : Toxines sélectives de l'hôte.

**Ig E**: Immunoglobuline E.

**ISO**: International Organization for Standardization.

**IPP**: Isopentenyl diphosphate.

**Kg**: Kilogrammes

**LAS**: Alkylbenzènes Sulfonâtes Linéaire.

**Mpa** : Megapascal.

**MCOV** : Composés Organiques Volatiles Microbiens.

**Mm** : Millimètres.

**ml** : Millilitres.

**NST** : Toxines non spécifique de l'hôte.

**NO<sub>2</sub>** : Dioxyde d'azote.

**NF EN ISO/CEI** : Norme Française Européenne International Organization for Standardization/Commission Électrotechnique Internationale.

**Nm** : Nanomètres.

**NH<sup>4+</sup>** : Ion ammonium.

**OMS** : Organisation Mondiale de la santé.

**pH**: Potentiel Hydrogène.

**PDA**: Potato Dextrose Agar.

**PM<sub>2.5</sub>**: Particulate Matter 2.5.

**P. camembertii**: Penicillium camembertii.

**P. humuli**: Pseudoperonospora humuli.

**SBS**: Sick Building Syndrome.

**SLES** : Lauryléther Sulfate de Sodium.

**SDS** : Dodécyl Sulfate de Sodium.

**SOA** : Aérosols organique secondaires.

**TSST-1** : Toxic Shock Syndrome Toxin-1.

**µm** : Micromètre.

**µl** : Micromètre.

**µg/m<sup>3</sup>** : Microgrammes par mètre cube.



# **Introduction**

## **Introduction**

Dans les pays industrialisés, la population passe 90% de son temps dans des habitations qui offrent les conditions essentielles pour la vie humaine (Reboux et al., 2011). Ces dernières années, les attentes en matière d'habitat vont au-delà du simple abri, englobant des préoccupations croissantes liées à la préservation de la qualité de l'environnement intérieur pour assurer un confort sanitaire et hygiénique satisfaisant (Ouled-Diah et Haridi, 2021). Cela est particulièrement important étant donné que ces habitats ne sont pas à l'abri des problèmes environnementaux, notamment celui de la formation de moisissures sur les murs et les surfaces.

Le terme "moisissures" fait référence, dans le langage courant, aux taches qui apparaissent notamment dans les habitations, correspondant à un stade avancé de développement de champignons microscopiques. Leur développement dans les environnements intérieurs nécessite des conditions favorables, en particulier la présence d'humidité dans divers éléments du bâti (les cloisons, les faux plafonds...) qui peuvent être de natures différentes (carton, tissu...) (Soussi et al., 2016).

Les rapports internationaux indiquent qu'au moins 20 % des logements sont concernés par la présence de moisissures et identifient les problèmes d'humidité comme l'un des principaux facteurs favorisant le développement fongique (Squinazi, 2017). La présence de moisissures pathogènes augmente la susceptibilité aux maladies fongiques, notamment chez les personnes vulnérables comme les asthmatiques, les enfants, les personnes âgées et les immunodéprimés (Ibe et al., 2017). Les moisissures peuvent provoquer des irritations des yeux, du nez et de la gorge par des mécanismes mécaniques et chimiques, impliquant des composés organiques volatils microbiens (MCOV) (Meheust, 2012). Elles peuvent également entraîner diverses réactions allergiques (Meheust, 2012) et des infections opportunistes (D'Halewyn et al., 2003) comme l'aspergillose invasive, en plus de leurs effets toxiques (D'Halewyn et al., 2003).

Pour éliminer la moisissure à l'intérieur des bâtiments, certains utilisent des produits chimiques comme l'eau de javel et bien d'autres plus irritables, qui présentent des risques graves pour la santé. Parmi ces risques figurent les maladies respiratoires telles que la toux, l'essoufflement et les douleurs thoraciques, ainsi que les brûlures cutanées et oculaires (ccnse, 2020). De plus, les détergents ménagers ont des impacts environnementaux significatifs. Les résidus de ces produits polluent les eaux de surface (Chaturvedi et al., 2012), perturbant les

écosystèmes aquatiques et affectant la faune et la flore. Ils altèrent également le pH du sol, compromettant la santé des écosystèmes terrestres (Khan, 2022).

Les dérivés végétaux tels que les huiles essentielles et les hydrolats sont également dotés de propriétés antimicrobiennes (Boudoux, 2020), ce qui les rend utiles dans plusieurs domaines. Les huiles essentielles, par exemple, sont utilisées en pharmacie pour la fabrication de médicaments, et dans l'industrie alimentaire comme exhausteurs de goût. Elles sont également employées en agriculture comme alternatives aux produits chimiques pour lutter contre les ravageurs. Dans les domaines de la cosmétologie et de la parfumerie, elles sont appréciées pour leurs fragrances distinctives (Deschepper, 2017). Cependant, leur utilisation nécessite une réglementation stricte en raison de leur potentiel allergène (Boudoux, 2020).

Le patrimoine forestier national couvre une superficie de 4 149 400 ha (Bensouilah, 2004).

Selon l'Agence de Presse Algérienne s'appuyant sur les statistiques de la FAO, l'Algérie dispose d'une richesse végétale diversifiée d'environ 1 800 plantes pouvant être développées, dont 640 espèces extrêmement rares (ALGÉRIE PRESSE SERVICE, 2021). Il serait plus judicieux de se doter d'une infrastructure spécialisée pour extraire divers dérivés végétaux et les transformer en fongicides naturels. Cela permet de réduire l'impact des substances chimiques nocives sur l'environnement et la santé publique, tout en diminuant la facture d'importation des fongicides.

Dans ce contexte et afin de poursuivre notre travail bibliographique, qui a visé l'étude de l'effet antifongique des dérivés végétaux sur deux espèces de champignons noirs les plus répandus, Nous avons tracé pour ce travail de master des objectifs principaux

- Isoler et caractériser les espèces de champignons causant des dommages sanitaires et environnementaux importants. Un intérêt spécial sera porté sur les espèces les plus répandues à savoir *Alternaria alternata* et *Aspergillus niger*.

-Effectuer plusieurs analyses pour obtenir un mélange de dérivés naturels capable d'éliminer complètement les espèces fongiques étudiées

Le document est structuré comme suit :

-Une revue bibliographique qui comprend deux chapitres. Le premier chapitre porte sur des informations de base sur les moisissures, les principales causes de leur apparition et les méthodes chimiques pour les combattre. Le deuxième chapitre traite de la lutte naturelle sous forme de généralités sur les huiles essentielles et les hydrolats telles que leur composition chimique, leurs techniques d'extraction, ainsi que leurs propriétés antimicrobiennes.

- Une partie a été consacrée à la méthodologie ainsi qu'aux différentes techniques et tests que nous avons appliqués pour la réalisation de ce travail.
- Une dernière partie présente les résultats obtenus et leurs discussions. En fin, le travail se termine par une conclusion générale.

# **Synthèse**

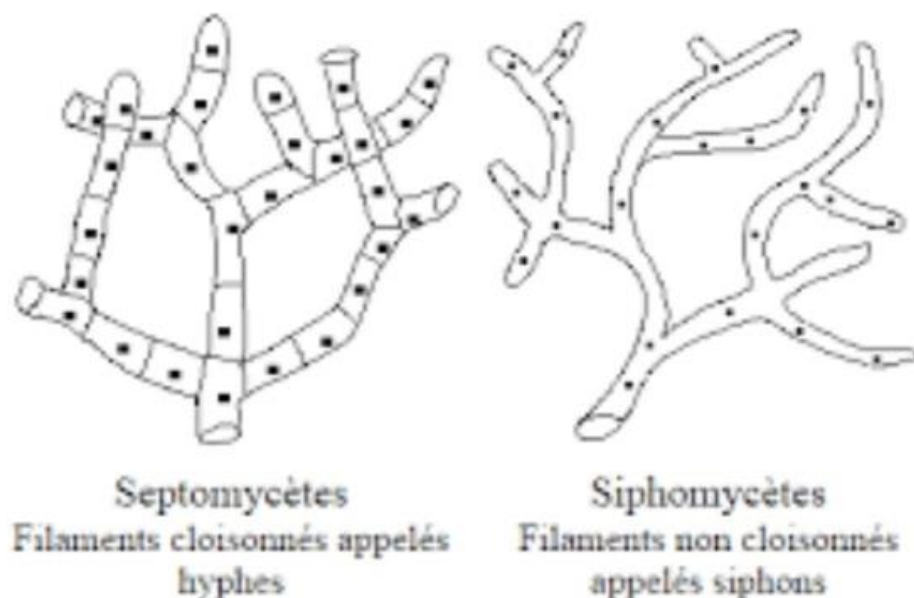
# **bibliographique**

## Chapitre 1. Les Moisissures

### 1. Généralités

Les moisissures, peuvent être définies comme des champignons microscopiques unicellulaires ou pluricellulaires (Achour otmane, 2019), et immobile (Touati et Amor chelihi, 2016) regroupent des milliers d'espèces (François et Geert, 2009). Leur structure repose sur leur appareil végétatif appelé thalle ou mycélium, constitué d'hyphes ou de cellules allongées en forme de filaments tubulaires (de 2 à 10  $\mu\text{m}$  de diamètre) minces et enchevêtrés (François et Geert, 2009). Ces hyphes sont si nombreux qu'ils deviennent visibles à l'œil nu (David, 2018) et comprennent les organites classiques d'une cellule à savoir le noyau (eucaryote), mitochondrie, cytoplasme et vésicules. Ils peuvent être cloisonnés ou non (Boukhedenna et Merouane, 2014). Leur paroi cellulaire contient typiquement de la chitine et du glucane (St-Germain et Dufresne, 2021).

Ce tapis de filaments, (mycélium), comprend une partie qui pénètre le support (terre, plante, plâtre, papier peint, etc.) afin d'ancrer la colonie, et une partie aérienne qui porte à son extrémité des amas de spores. Ces spores prennent des couleurs différentes selon l'espèce (noire, grise, brune, verte, rose...) et sont responsables de l'aspect coloré et duveteux des moisissures (David, 2018).



**Figure 1** : Structure de l'hyphe, (A) hyphe coenocytique, (B) hyphe cloisonné (Achour, 2019).

Les spores se dispersent et se transfèrent de différentes manières selon les espèces. Les gloëospores restent collées ensemble par un mucus, formant des amas lourds qui ne peuvent être facilement transportés par l'air, mais sont plutôt véhiculées par contact avec des substrats ou des insectes. En revanche, les xéropores sont légères et se mettent aisément en suspension dans l'air, se dispersant sur de grandes distances avec les mouvements d'air les plus légers. Les spores peuvent rester en état de latence pendant plusieurs mois et résister à des conditions défavorables, mais dès que les conditions redeviennent propices, une spore peut rapidement donner naissance à une nouvelle colonie (François et Geert, 2009).

Les spores ont la capacité de synthétiser diverses substances chimiques qui peuvent persister à l'intérieur d'elles-mêmes, être libérées dans les matériaux qu'elles colonisent (telles que des enzymes ou des mycotoxines), ou être émises dans l'atmosphère environnante sous forme de composés organiques volatils (Merabet, 2018).

## **2. Condition de croissance**

Leur nutrition de type osmotrophe implique une absorption après avoir sécrété des enzymes hydrolytiques dans le milieu extérieur. Ces organismes sont dépourvus de chlorophylle et sont tous hétérotrophes (Cheriet et Benfadel, 2021), se nourrissent de matière organique préexistante (chimio hétérotrophes). Les moisissures sont absorbotrophes, absorbant les produits organiques à travers la paroi de leur appareil végétatif (Basset et Laffont, 2011).

### **2.1. Éléments nutritifs**

#### **2.1.1. Source de carbone et d'énergie**

Presque toutes les moisissures peuvent utiliser une variété de composés organiques comme sources de carbone et d'énergie. La plupart d'entre elles peuvent décomposer le glucose, le saccharose et même des polysaccharides comme l'amidon et la cellulose. Certaines produisent des lipases, capables de décomposer les lipides en glycérol et acides gras, qui peuvent ensuite être utilisés comme source de nourriture par de nombreuses espèces de moisissures. Cependant, seules certaines espèces sont capables d'utiliser des acides organiques et de l'éthanol comme substrats énergétiques (Touati et chelihi, 2016).

### **2.1.2. Source d'azote**

La plupart des moisissures absorbent l'ammoniac sous forme de sels ( $\text{NH}_4^+$ ), ce qui restreint l'utilisation d'autres sources d'azote telles que les nitrates, les acides aminés et les protéines.

L'ammoniac est ensuite converti en acide glutamique, en glutamine ou en d'autres acides aminés par transamination. Alors que certaines espèces peuvent utiliser les nitrates, d'autres ne peuvent se développer qu'en présence d'azote organique, et aucune moisissure n'est capable de fixer l'azote atmosphérique (Touati et chelihi, 2016).

### **2.1.3. Éléments minéraux**

La présence d'ions minéraux et de métaux dans le milieu de culture est essentielle à la croissance et à la reproduction de nombreuses espèces de moisissures. Ces éléments comprennent principalement le sulfate, le magnésium, le potassium, le sodium et le phosphore, avec des concentrations variant selon les espèces. De plus, des traces d'éléments tels que le fer, le cuivre, le manganèse, le zinc et le molybdène sont nécessaires à la plupart des moisissures pour la production de cytochromes, de pigments, d'acides organiques, et d'autres composés (Touati et chelihi, 2016).

## **2.2. Facteurs physique-chimiques**

### **2.2.1. La température**

La température joue un rôle crucial dans le développement des moisissures, mais contrairement à l'eau, elle n'est pas un facteur de déclenchement direct (Basset et Laffont, 2011). Les moisissures se développent dans une large gamme de températures, mais la plupart des spores se multiplient entre 4°C et 30°C (Guild et al., 2004), avec une fourchette idéale autour de 20-25°C. Les champignons qui se développent sur les collections sont généralement des organismes mésophiles, ce qui signifie qu'ils prospèrent dans cette plage de températures. En dehors de cette plage, la croissance des moisissures ralentit (Basset et Laffont, 2011), et elle est complètement arrêtée par le gel. Cependant, certaines formes de moisissures peuvent tolérer des températures proches du point de congélation, tandis que d'autres peuvent prospérer à des températures aussi élevées que 65.5°C (wood, 1988).

Certaines espèces, telles que *Helicostylum pulchrum*, *Chrysosporium pannorum* et *Cladosporium herbarum*, sont capables de se développer à des températures très basses, entre -5 et 10°C. Ce sont des psychrophiles ou psychrotolérantes, pouvant même survivre à des



conditions extrêmes allant jusqu'à - 60°C. On les trouve souvent dans des entrepôts frigorifiques (Achour, 2019).

### **2.2.2. L'humidité**

Les milieux humides sont essentiels pour le développement des mycéliums (Bandoni et Seifert, 2006), qui nécessitent un taux d'humidité relative supérieur à 70% pour une croissance maximale (David, 2018). En revanche, la croissance des moisissures ralentit considérablement en dessous de 30% d'humidité relative (Roussel et al., 2016). Certaines espèces peuvent survivre à des niveaux d'humidité relativement faibles (AW 0.65) (Delarras, 2014).

Les champignons requièrent généralement moins d'eau par rapport à d'autres microorganismes, mais l'humidité joue un rôle crucial dans leur développement, notamment pour la croissance mycélienne, la sporulation et la germination des spores. Les champignons à mycélium non cloisonné sont particulièrement sensibles à la dessiccation, arrêtant leur développement en dessous de 4 MPa de potentiel hydrique, tandis que ceux à mycélium cloisonné peuvent supporter jusqu'à 10 MPa en moyenne.

Certains champignons comme les *Aspergillus* et les *Penicillium* peuvent se développer même à des potentiels hydriques atteignant 20 Mpa (Achour, 2019).

### **2.2.3. Le pH**

Le pH du substrat influe sur la germination, la couleur et le développement des moisissures. Les moisissures croissent dans une large gamme de pH située entre 2 et 9, avec une valeur optimale entre 4 et 7.

Les enzymes produits dans des environnements complexes peuvent fonctionner de manière optimale à des pH très différents. De plus, les champignons ont tendance à influencer le pH du milieu en absorbant sélectivement et en échangeant des ions, en produisant du CO<sub>2</sub> ou de l'ammoniac, ou encore en générant des acides (Touati et chelihi, 2016).

### **2.2.4. L'oxygène**

La quantité d'oxygène disponible pour les moisissures joue un rôle crucial dans leur développement. La plupart ont besoin d'oxygène pour survivre, et les variétés les plus exigeantes se trouvent généralement en périphérie des substrats, tandis que d'autres moins exigeantes peuvent prospérer en profondeur, comme c'est le cas pour *Fusarium oxysporum* et *Aspergillus fumigatus*. Certaines sont même capables de supporter des conditions anaérobies strictes, comme *Neocallimastix* (Touati et Chelihi, 2016).

### **2.2.5. La lumière**

Les champignons, généralement peu sensibles aux radiations du spectre visible pour leur croissance, pourraient toutefois réagir lors du processus de sporulation

La plupart des champignons ne requièrent pas de lumière pour leur croissance ou la germination de leurs spores. (Achour, 2019).

## **3. Reproduction des moisissures**

Les différentes espèces de moisissures ont la capacité de se reproduire de façons sexuée (Téléomorphe) et asexuée (anamorphe). Ces modes de reproduction peuvent coexister chez un même champignon, ce qui est appelé un champignon holomorphe (Beziane, 2019).

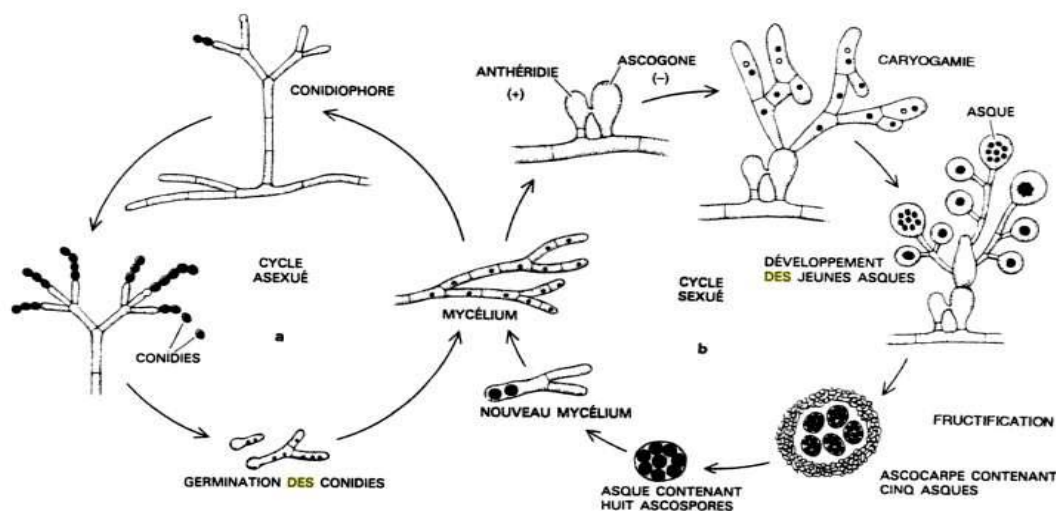
### **3.1. Reproduction asexuée**

La reproduction asexuée des champignons se déroule sans fusion de gamètes. Elle implique principalement la dispersion de spores asexuées, facilitant la propagation des champignons pour coloniser d'autres substrats. Cette forme de reproduction asexuée est connue sous le nom de sporulation. Pendant la sporulation, les spores, de petites cellules déshydratées avec un métabolisme réduit et entourées d'une paroi protectrice, sont produites en grande quantité par des structures spécialisées développées à partir du mycélium. Les spores peuvent résulter de la fragmentation, où un nouvel organisme se forme à partir d'un fragment parent du mycélium (arthrospores). Elles peuvent également être produites de manière endogène à l'intérieur du sporocyste (sporocystiospores), ou de manière exogène en continu à l'extrémité de structures spécialisées appelées phialides (conidiospores). Ensuite, les spores se détachent du mycélium sous l'effet d'un léger impact mécanique, d'un frottement ou d'un courant d'air (Achour, 2019).

### **3.2. Reproduction sexuée**

Certains champignons, lorsqu'ils rencontrent des conditions environnementales défavorables dans leur habitat naturel ou lorsque les éléments nutritifs deviennent limités en culture, recourent à un processus de reproduction sexuée.

Ce processus implique la formation de quatre types de méiospores selon l'espèce de champignon : l'oospore, la zygosporé, l'ascospore et la basidiospore. Il commence par une conjugaison, où des noyaux haploïdes différents et compatibles fusionnent, suivie d'une série de divisions cellulaires comprenant une méiose et une ou plusieurs mitoses, aboutissant finalement à la formation des spores (Achour, 2019).



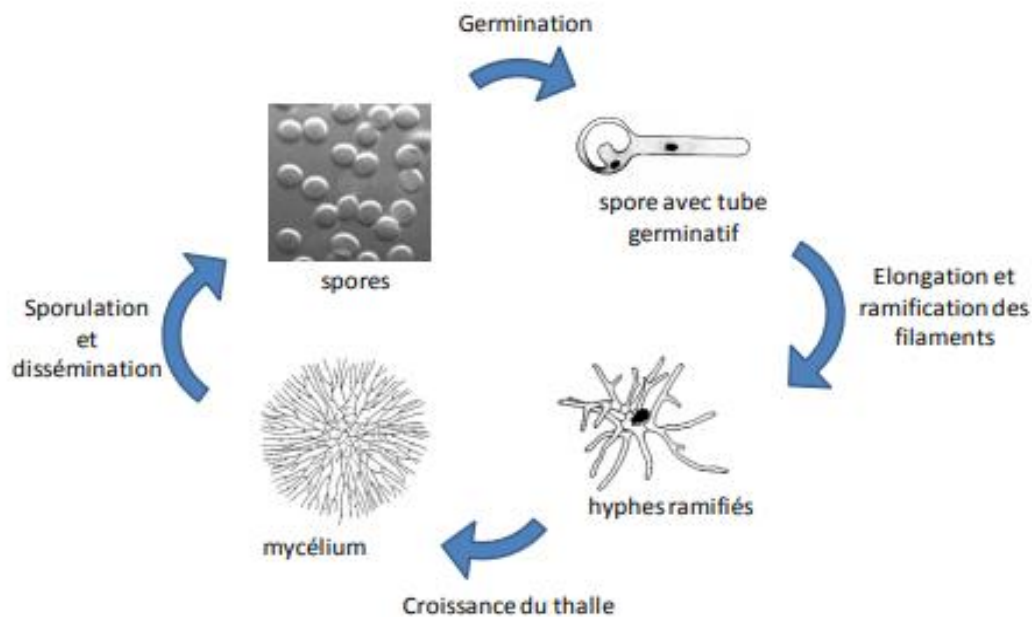
**Figure 2 :** La reproduction des moisissures : Schématisation de la reproduction asexuée et sexuée d'une moisissure (Beziane, 2019).

#### 4. Cycle de développement

Les moisissures se développent dans une variété de conditions. Lorsque l'environnement est favorable, les spores se développent et émettent un filament germinatif. Ce processus est déclenché par des changements significatifs de température ou d'humidité. Le filament germinatif, une cellule végétative, se développe en fonction de la disponibilité en humidité et en nutriments du substrat. Sous des niveaux adéquats d'humidité, le filament continue de croître et de se ramifier, formant des hyphes (Guild et al., 2004).

Ces hyphes se multiplient pour créer un réseau complexe appelé le mycélium. Selon la composition de la surface où les moisissures se développent, les hyphes peuvent pénétrer plus ou moins profondément dans le substrat. La sporulation, qui implique la production de conidiophores et de spores, peut être déclenchée par des modifications des conditions de croissance du mycélium (Guild et al., 2004).

Des hyphes spécialisés produisent des conidiophores qui libèrent des spores dans l'air, amorçant ainsi un nouveau cycle de croissance (Guild et al., 2004).



**Figure 3** : Cycle de vie des moisissures (Méheust, 2012).

## 5. Moisissures les plus rencontrées sur les surfaces et les murs intérieurs

### 5.1. *Aspergillus niger*

#### 5.1.1. Généralité sur le genre *Aspergillus*

*Aspergillus* est un genre de champignons saprophytes haploïdes, décrit pour la première fois en 1729, qui se nourrissent de matières organiques en décomposition. Membre du genre Ascomycètes, de l'ordre des Eurotiales et de la famille des Trichocomacées ou Aspergillacées (Quatresous, 2011).

Selon diverses sources, il y a entre 260 et 837 espèces, dont une dizaine sont présentes dans l'habitat. Parmi ces espèces, *A. fumigatus* et *A. niger* sont des aéroallergènes bien connus (Quatresous, 2011).

*Aspergillus* est un genre très varié et très répandu à travers le monde. Il peut se développer à des températures allant de 6 à 55 °C et dans des conditions d'humidité faible. Leur aptitude à répartir leurs spores de manière efficace sur de courtes et de longues distances joue un rôle essentiel dans leur réussite globale. Ces spores sont l'une des structures fongiques les plus répandues dans l'air (Krijgsheld et al., 2013).

Les *Aspergillus*, en particulier les espèces thermophiles, peuvent résister à des températures allant jusqu'à 70°C. En plus de jouer un rôle essentiel dans le recyclage du carbone et de l'azote de l'environnement, certaines espèces génèrent des toxines nocives pour les humains et les animaux, et sont réputées pour leur capacité à survivre dans différents environnements (Krijgsheld et al., 2013).

### **5.1.2. Les caractéristiques morphologiques d'*Aspergillus niger***

Les colonies cultivées sur milieu PDA présentent des caractéristiques morphologiques distinctives : un diamètre de 66 à 70 mm, d'une couleur initialement blanche à une couleur noire avec la production de spores. La colonie a un revers incolore à jaune clair (Romero-Cortes et al., 2019).

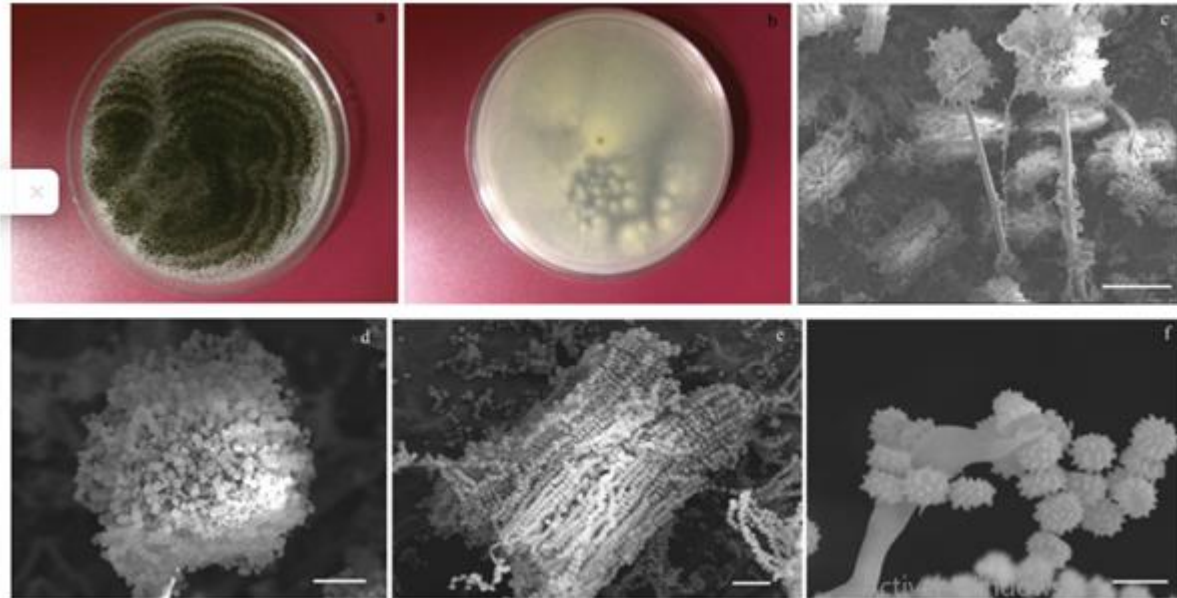
Les têtes conidiennes sont bisériées, d'un brun foncé à noir, et renferment des conidies globuleuses et rugueuses de  $2,9$  à  $4 \mu\text{m} \pm 0,7$ . Les hyphes sont très développés, très ramifiées, septées et hyalines près de l'extrémité.

Les conidiophores sont longs et élevés, hyalins ou pigmentés, avec une vésicule subglobuleuse de  $254$ - $300 \mu\text{m}$  de diamètre, parfois jusqu'à  $2500 \mu\text{m}$  de diamètre.

Les vésicules, qui peuvent être sphériques ou subglobuleuses, ont une taille allant de  $30$  à  $112 \mu\text{m}$ . Les dimensions des métules varient entre  $10$ - $20 \times 3$ - $6 \mu\text{m}$ .

En règle générale, les phialides ont une taille de  $7$ - $10 \times 3$ - $4 \mu\text{m}$  et génèrent des conidies en chaînes, globuleuses, de  $2,9$ - $4 \mu\text{m}$  de diamètre, avec des parois brunes et rugueuses (fig. 4). (Romero-Cortes et al., 2019).

Les filaments mycéliens hyalins, fins et réguliers, septés et ramifiés, constituent le thalle végétatif d'*Aspergillus*. Le genre *Aspergillus* est identifié par l'examen microscopique des têtes aspergillaires, où des conidiophores dressés non cloisonnés se forment à partir des filaments végétatifs (Romero-Cortes et al., 2019).



**Figure 4:** *Aspergillus niger* morphology. (a-b) colonies on PDA; a) top view of the fungus; b) fungus culture viewed from below the Petri dish; (c-f) fungi viewed by SEM c) conidiophores, bar = 100 µm; d) vesicle, bar = 20 µm; e) chain of conidia, bar = 20 µm; f) conidia, bar = 5 µm (Romero-Cortes et al., 2019).

### 5.1.3. Croissance d'*Aspergillus niger*

L'*Aspergillus niger* est un champignon mésophile qui se développe à une température optimale de 20 °C à 40 °C, avec une croissance optimale à 37 °C. Malgré sa capacité à résister à des températures allant jusqu'à 60 °C, il est sensible aux températures plus élevées (D'Halewyn, 2017).

La particularité de cette espèce réside dans sa capacité à s'adapter à des conditions xérophiles, avec une activité de l'eau ( $a_w$ ) minimale de 0,77 ; c'est la raison pour laquelle l'*Aspergillus niger* est souvent lié à la pourriture après récolte des fruits frais et est souvent présent dans les noix et les produits séchés au soleil. Malgré sa capacité à se développer dans des milieux à une humidité relative de 90-100 %, il faut une activité de l'eau plus élevée d'environ 0,92-0,94 pour produire l'ochratoxine A, une mycotoxine. Finalement, l'*Aspergillus niger* est capable de supporter des pH extrêmement acides, pouvant atteindre 2,0 pour sa croissance optimale (D'Halewyn, 2017).

#### **5.1.4. La taxonomie d'*Aspergillus niger***

**Domaine :** *Eukaryota*

**Règne :** *Fungi*

**Division :** *Ascomycota*

**Classe :** *Eurotiomycetes*

**Ordre :** *Eurotiales*

**Famille :** *Aspergillaceae*

**Genre :** *Aspergillus*

**Espèce :** *Aspergillus niger*

#### **5.1.5. Écologie d'*Aspergillus niger***

Les champignons *Aspergillus niger* sont très répandus à travers le monde et se développent sur la matière organique dans des conditions aérobies. Il se rencontre souvent isoler sur différents substrats, tels que le sol, le compost, la matière végétale en décomposition, et même dans des milieux comme les sols glacés et marins, même s'il a une préférence pour les sols secs et chauds. Il est présent dans la poussière domestique, le sol, les noix séchées, les fruits, les graines, ainsi que dans divers textiles non traités tels que le jute et le coton. Dans les industries textiles, il est répandu et peut infecter la viande, les œufs, les épices et les fruits séchés (D'Halewyn, 2017).

L'utilisation fréquente de l'*Aspergillus niger* en biotechnologie est due à son importance microbienne et à sa valeur économique importante. Malgré son omniprésence et son inoffensif caractère, il peut, dans des cas rares, être responsable de maladies opportunistes chez l'homme. Il est souvent présent dans les échantillons d'air intérieur et extérieur, sur des matériaux de construction humides et dans les systèmes de ventilation contaminés en milieu résidentiel et urbain (D'Halewyn, 2017).

#### **5.1.6. La pathogénicité d'*Aspergillus niger***

En raison de sa présence importante en milieu intérieur, l'exposition à *Aspergillus niger* dans les bâtiments endommagés par l'eau peut représenter des dangers importants pour la santé. Ce champignon peut être à l'origine de différents troubles de santé liés à la qualité de l'air intérieur, tels que des symptômes respiratoires tels que l'irritation des yeux, du nez et de la gorge, ainsi que la fatigue et les crampes. Selon les recherches, il est possible que

l'inhalation de nombreuses spores d'*A. niger* entraîne une inflammation des poumons (D'Halewyn, 2017).

En outre, *Aspergillus niger* est lié à des allergies, telles que la rhinite, l'asthme et la sinusite allergique, avec une fréquence élevée chez les individus souffrant d'allergies et d'asthme. L'asthme bronchique extrinsèque peut être lié à des composants allergéniques spécifiques d'*A. niger*, comme les protéinases sériques.

Par ailleurs, *A. niger* peut provoquer des infections rares mais potentiellement sévères tels que : Aspergillomes (fig. 5) (D'Halewyn, 2017), en particulier chez les personnes immunocompromis prenant un exemple : L'hémoptysie et les douleurs thoraciques pleurales ont été observées chez une femme de 72 ans qui souffre de bronchopneumopathie chronique obstructive et d'artérite temporale, qui a été traitée à long terme par des stéroïdes. Dans le lobe supérieur droit du poumon, la radiographie thoracique a montré des zones de consolidation hétérogène avec la formation de cavités (Person et al., 2010).

Les résultats étaient négatifs pour les cultures de crachats induites pour les bactéries, ainsi que pour les frottis et les cultures acido-alcool-résistantes. L'étude des cultures fongiques des crachats a permis de détecter *A. niger*. Le traitement combiné d'antibiotiques empiriques et de voriconazole a entraîné une amélioration clinique chez la patiente, puis un traitement monothérapie par voriconazole a été administré (Person et al., 2010).

Toutefois, 4 semaines après le traitement voriconazole, une nouvelle tomographie thoracique a révélé une évolution importante de l'infection avec une nécrose quasi-totale du lobe supérieur droit du poumon. Les niveaux de voriconazole dans le sang étaient bas à normaux (1,0 µg/ml, plage normale pour l'analyse 0,5-6,0 µg/ml). On a encore retrouvé *A. niger* dans des échantillons de lavage broncho-alvéolaire. Les cultures de tissus pulmonaires ont confirmé la présence d'*A. niger* après une lobectomie du lobe supérieur droit (Person et al., 2010).

Le diagnostic d'infection invasive par *A. niger* a été confirmé par l'histopathologie pulmonaire, qui a mis en évidence une pneumonie aiguë et organisée, des hyphes fongiques et une cristallose à l'oxalate. *A. niger* est moins fréquemment considéré comme une cause d'aspergillose invasive (IA) que *A. fumigatus* et *A. flavus*. Dans les spécimens d'histopathologie, la présence de cristaux d'oxalate de calcium est un signe de l'infection par *A. niger* et peut être utile pour établir un diagnostic même en l'absence de conidies. (Person et al., 2010).



En raison des variations significatives de la biodisponibilité orale du voriconazole, il peut être bénéfique de suivre thérapeutiquement les concentrations sanguines des médicaments afin d'optimiser le traitement de l'IA (Person et al., 2010).



**Figure 5** : Aspergillomes (Coll Dr Belliol) (MASLIN et al., 2004).

## **5.2. *Alternaria Alternata***

*Alternaria* spp est un groupe de champignons ascomycètes, connus pour leur nature saprophyte dans les sols et les plantes en décomposition. Omniprésents dans le sol, l'air et sur les plantes (Mokobi, 2021), ces champignons sont également fréquemment présents en milieu intérieur à travers le monde, que ce soit dans l'air, sur les surfaces ou dans la poussière. *Alternaria sp.*, en tant que colonisateur secondaire, se développe sur divers matériaux de construction et substrats en environnement intérieur. On le retrouve souvent dans la poussière des planchers, des tapis et des matelas. Il peut également s'établir sur les cadres de fenêtres, le mastic humide, les murs, le plafond, le papier peint, les finis de peinture acrylique, ainsi que dans les humidificateurs et les filtres des systèmes de ventilation.

De plus, *Alternaria* a été signalé comme contaminant de textiles (coton, jute, laine), de caoutchouc, de bandes magnétiques, de négatifs, de peintures à l'huile, de papier, de parchemins et de certains matériaux synthétiques.

Ce champignon est particulièrement fréquent dans les bâtiments endommagés par l'eau ou inondés (D'halewyn et Chevalier, 2023). Le genre *Alternaria* comprend environ 50 espèces, parmi lesquelles *A. alternata* est l'une des plus courantes et les plus étudiées au sein de l'aéromycota. Reconnu mondialement comme pathogène végétal commun et allergène

aéroporté, *A. alternata* est l'espèce typique du genre associée aux problèmes de santé humaine et animale, étant souvent responsable de réactions allergiques (D'halewyn et Chevalier, 2023).

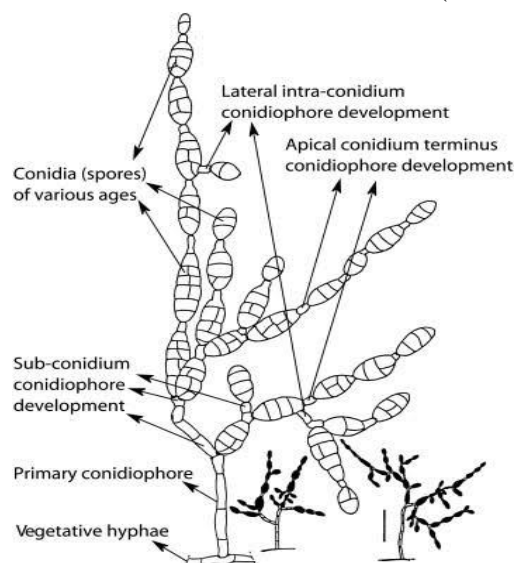
### 5.2.1. Morphologie

*Alternaria* se développe rapidement, atteignant sa maturité en cinq jours. Lorsqu'elle est incubée à 25 °C sur gélose pomme de terre (PGA) pendant 7 jours, la colonie peut atteindre un diamètre de 3 à 9 cm. Elle présente une apparence plate, duveteuse à laineuse, recouverte d'hyphes aériens courts et grisâtres, qui virent au noir verdâtre ou au brun olive, avec un contour plus clair. Le revers de la colonie est généralement brun et peut devenir noir en raison de la production d'un pigment semblable à la mélanine.

Les hyphes d'*Alternaria* sont septés et dématiés (fig. 6) et les conidiophores, mesurant 40-70 x 3-4 µm, sont courts, septés, bruns et présentent une apparence sinueuse. Ils portent de grandes conidies simples ou ramifiées, de forme ovoïde ou ellipsoïde (7-10 x 23-34 µm), segmentées par des cloisons transversales et longitudinales.

Ces conidies, fortement pigmentées et mûriformes, peuvent produire des tubes germinatifs et ont des parois lisses ou rugueuses. L'extrémité proche du conidiophore est arrondie, tandis que l'extrémité vers l'apex est effilée, donnant aux conidies leur forme typique de massue (D'halewyn et Chevalier, 2023).

*A. alternata* se caractérise par la formation de chaînes conidiennes de six à 14 conidies de long, ainsi que le développement de nombreuses chaînes secondaires, et parfois tertiaires, composées de deux à huit conidies. La ramification des chaînes se fait de manière sympodiale, par l'allongement des conidiophores secondaires à partir des cellules conidiales terminales distales et la formation ultérieure de conidies (Achetbi et al., 2021).



**Figure 6** : Modélisation et visualisation de la morphologie du champignon

### **5.2.2. Exigences de croissance**

*Alternaria* peut se développer sur divers substrats, avec des exigences de température idéales entre 25 et 29 °C, mais pouvant survivre dans des conditions allant de 2 à 32 °C. Son pH optimal se situe entre 4 et 5,4, bien qu'elle puisse tolérer des variations de pH allant de 2,7 à 8. Les espèces d'*Alternaria* nécessitent un minimum d'eau disponible ( $A_w$ ) compris entre 0,85 et 0,88 (D'halewyn et Chevalier, 2023).

### **5.2.3. Reproduction**

Les champignons du genre *Alternaria* sont des Deutéromycètes. Ils appartiennent à une classe regroupant tous les champignons à mycélium cloisonné, dont la forme de reproduction est généralement inconnue, mais qui se reproduisent généralement de manière asexuée, par conidies (Achetbi et al., 2021).

Certaines espèces d'*Alternaria* ont une reproduction sexuée, et leur forme parfaite est classée parmi les Loculoascomycètes genre (*Pleospora* ou *Lewia*). Les *Alternaria* sont rangés dans l'ordre des hyphales, caractérisé par des conidiophores peu différenciés, dispersés sur le substrat, et une croissance sympodiale, avec des conidies formées hors d'une structure spécifique (Achetbi et al., 2021).

Le *Comoclathris permunda* est la forme sexuée de l'*Alternaria alternata*, tandis que le *Lewia* sp est la forme parfaite de plusieurs autres *Alternaria* sp. D'autres genres téléomorphes incluent le *Graphyllum* et le *Pleospora* (D'halewyn et Chevalier, 2023).

### **5.2.4. Infections dues aux genres *Alternaria***

*Alternaria alternata* est un champignon filamenteux largement répandu dans la nature. Il se retrouve sur les plantes, où il peut agir comme agent pathogène ou endophyte, et dans le sol en tant que saprophyte. De plus, ce champignon a été associé à des infections chez les humains, en particulier chez les personnes immunodéprimées, et même chez des individus sains (Castaldi et al., 2023).

#### **5.2.4.1. Effets sur la santé humaine**

Le genre *Alternaria* comprend plusieurs espèces d'hyphomycètes mélanisés qui sont connues pour causer des infections opportunistes chez les êtres humains. Selon la littérature scientifique, depuis 1933 jusqu'à aujourd'hui, il a été rapporté 210 cas d'alternarioses humaines. Les manifestations cliniques les plus courantes incluent les infections cutanées et sous-cutanées (74,3 %), suivies de l'oculomycose (9,5 %), des rhinosinusites invasives et non invasives (8,1 %) et de l'onychomycose (8,1 %).

L'immunosuppression est souvent associée aux infections cutanées et sous-cutanées ainsi qu'aux rhinosinusites. Les principaux facteurs de risque pour les infections cutanées et sous-cutanées sont la transplantation d'organes solides et le syndrome de Cushing, tandis que pour les rhinosinusites, ce sont les greffes de moelle osseuse. Une exposition à la terre et aux déchets est fréquemment observée dans tous les cas d'oculomycose, et la corticothérapie est un facteur de risque dans 50 % de ces cas (Pasteur et Guarro., 2008).

#### **5.2.4.1.1. Réaction allergique**

Les composants *d'Alternaria* sont reconnus pour leur forte allergénicité. En raison de la présence relativement élevée de ses conidies dans l'air extérieur et de sa fréquence dans les maisons contaminées, ce champignon est considéré comme l'une des principales sources d'allergènes fongiques. Cette allergie répandue est responsable d'une sensibilisation fréquente, avec des taux de réactions cutanées positives variant de 3 à 12 % selon les régions du monde et les populations étudiées (D'halewyn et Chevalier, 2023).

L'alternariose cutanée est une infection opportuniste surtout observée chez les patients sous traitement par corticoïdes (Gomes et al., 2011).

Une étude sur une grande cohorte de patients présentant des symptômes respiratoires tels que l'asthme et la rhinite allergique a révélé une prévalence de sensibilisation à *Alternaria* de 66 % chez les patients réagissant positivement à au moins une moisissure (D'halewyn et Chevalier, 2023).

En particulier, la sensibilisation à *Alternaria alternata* est associée aux réactions allergiques de type I, comme la rhinite, l'asthme et la sinusite allergique. *A. alternata* est également lié à l'aggravation des crises d'asthme et même au développement de cette maladie ; l'exacerbation des crises d'asthme, pouvant mettre la vie en danger, a été associée à *Alternaria sp* (D'halewyn et Chevalier, 2023).

#### **5.2.4.1.2. Pneumonite d'hypersensibilité**

La pneumonite d'hypersensibilité de type III attribuable aux espèces *d'Alternaria* est bien documentée, notamment dans les environnements ruraux où *Alternaria* a été associé à la maladie connue sous le nom de poumon du fermier.

De plus, l'exposition à des aérosols provenant d'humidificateurs contaminés par de *l'Alternaria* et d'autres moisissures a souvent été signalée comme cause de pneumonite, également appelée poumon des humidificateurs. Il est même possible que des pneumonite à *Alternaria* surviennent à la suite d'expositions à ce champignon dans des bâtiments contaminés par celui-ci (D'halewyn et Chevalier, 2023).

Certaines expositions menant à des pneumonite à *Alternaria* ont été associées à des milieux de travail spécifiques, tels que la foresterie, où des cas de pneumonite ont été rapportés, en particulier chez les travailleurs du bois (D'halewyn et Chevalier, 2023).

#### **5.2.4.2. Effets sur les plantes**

L'alternariose provoque principalement la maladie des taches brunes et la pourriture noire des fruits et sont causées par *Alternaria alternata*. Ces pathogènes sont responsables des dommages aux produits agricoles au champ et en post-récolte. Ils attaquent les feuilles, les tiges et les fruits. Les espèces *d'Alternaria* sont des nécro-trophes. Elles tuent les cellules végétales par la production de toxines (Achetbi et Al., 2021).

En Italie et en Corée, des études ont révélé la présence *d'Alternaria spp.* Ces champignons produisent une grande variété de métabolites ayant diverses activités biologiques telles que des propriétés phytotoxiques, cytotoxiques et antimicrobiennes. En tant que nombreux champignons phytopathogènes, *Alternaria spp* peut produire des toxines sélectives de l'hôte (HST), ce qui est crucial pour sa pathogénèse. Ces toxines ont des effets différents sur les plantes, perturbant leur physiologie et pouvant même entraîner la mort cellulaire.

En plus des HST, *A. alternata* produit des toxines non spécifiques de l'hôte (NST) et des enzymes dégradant la paroi cellulaire (CWDE), toutes deux importantes pour sa virulence.

Une étude approfondie de l'activité des métabolites fongiques isolés pourrait permettre d'identifier des composés directement liés à l'activité pathogène du champignon, facilitant ainsi la création de chimiothèques pour mieux comprendre leur impact sur les cultures hôtes et non hôtes (Castaldi et al., 2023).

#### **5.2.5. Taxonomie (NCBI)**

**Domaine :** *Eukaryota*

**Règne :** *Fungi*

**Division :** *Ascomycota*

**Classe :** *Dothideomycetes*

**Ordre :** *Pleosporales*

**Famille :** *Pleosporaceae*

**Genre :** *Alternaria*

**Espèce :** *Alternaria alternata*

### 5.3. *Penicillium* spp

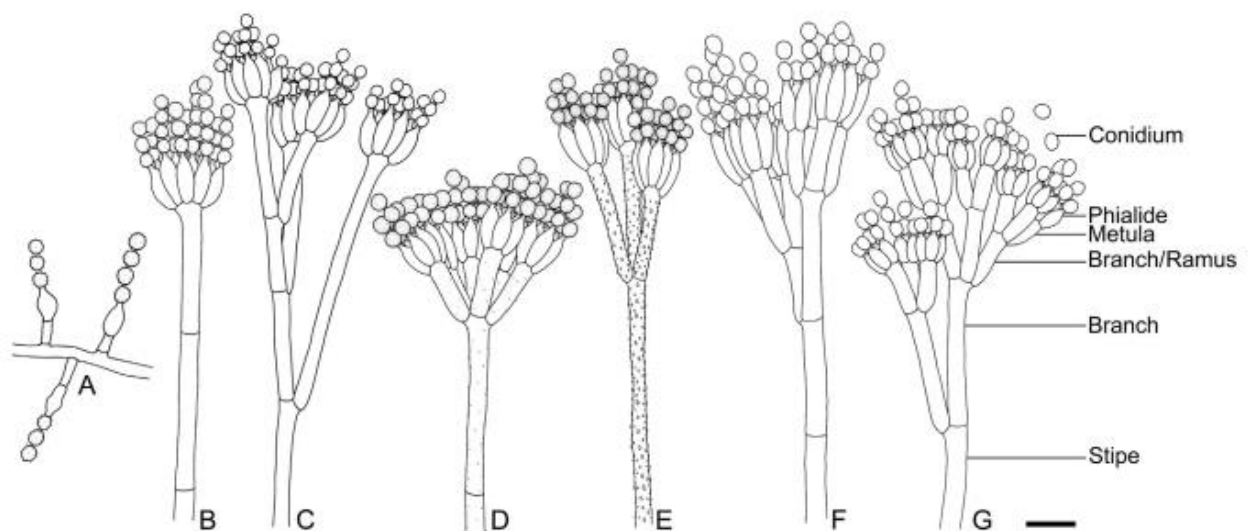
#### 5.3.1. Généralité sur le genre *Penicillium*

*Penicillium* est le genre de champignons saprophytes le plus important, avec plus de 400 espèces recensées à travers le monde (Ghuffar et al., 2021) et l'un des champignons les plus fréquemment rencontrés dans divers environnements et conditions adaptées (température, humidité, pH) (Saif et al., 2020).

Les colonies de *Penicillium* se caractérisent par la production d'un grand nombre de conidiospores secs, généralement de couleur gris-vert à bleu-vert. Toutefois, certaines espèces, telles que *P. camembertii*, peuvent rester blanches de manière persistante, tandis que *P. humuli* a une couleur brunâtre distincte.

L'impact visuel de ces colonies est évident lorsqu'elles se développent sur des substrats solides, avec une texture en poudre ou veloutée due à la nature sèche des spores. La production massive de conidiospores facilite leur dispersion dans l'atmosphère, ce qui demande une manipulation minutieuse en laboratoire pour éviter la contamination (Maurice, 1987).

La classification des conidiophores de *Penicillium* repose sur les caractéristiques microscopiques (fig. 7). Les conidiophores peuvent présenter différentes configurations, allant de structures simples avec des phialides isolés à des configurations complexes avec plusieurs niveaux de ramification (Visagie et al., 2014).



**Figure 7:** Conidiophore branching patterns observed in *Penicillium*. A. Conidiophores with solitary phialides. B. Monoverticillate. C. Divaricate. D, E. Biverticillate. F. Triverticillate. G. Quaternverticillate, terms used for describing parts of conidiophores are given. Scale bar = 10  $\mu$ m (Visagie et al., 2014).

Le verticille terminal des conidiophores monoverticillés est composé de phialides, parfois légèrement enflés ou vésiculés, et peut être confondu avec les conidiophores d'*Aspergillus*, mais avec des septas dans les stipes (Visagie et al., 2014).

Les ramifications des conidiophores divaricés varient de simple à complexe, avec des branches subterminales divergentes. Le verticille des conidiophores biverticillés comprend trois ou plus de métules entre le stipe et les phialides, avec des métules cylindriques, clavées ou légèrement vésiculées. Les conidiophores terverticillés créent une ramification supplémentaire entre le stipe et les métules, souvent asymétriques. Chez certaines espèces, les conidiophores quaterverticillés apportent un niveau de ramification supplémentaire au-delà du modèle terverticillé (Visagie et al., 2014).

Le genre *Penicillium* est un genre de mycètes mésophiles qui peuvent développer à des températures allant de 5 à 37 °C, avec une température optimale de 20 à 30 °C et un pH de 3 à 4,5. Leur croissance in vitro est optimale à 23 °C et à un pH de 3 à 4,5 avec une activité de l'eau (Aw) optimal se situe entre 0,78 et 0,88 avec une activité de l'eau (Aw) optimale comprise entre 0,78 et 0,88 (D'Halewyn, 2017).

### 5.3.2. Ecologie

Les espèces de *Penicillium* se rencontrent généralement dans différents milieux selon (D'Halewyn, 2017) se trouve dans : « le sol, sur les végétaux en décomposition et le compost de même que sur le bois, les produits alimentaires secs, les épices, les céréales, les fruits frais et les légumes on les trouve également poussant sur des matériaux de construction dans des environnements endommagés par l'eau ainsi que dans l'air intérieur et la poussière domestique ».

Ces champignons sont responsables d'une dégradation importante des fruits et légumes : Les agrumes sont pourris par *Penicillium italicum* et *Penicillium digitatum*, tandis que les pommes sont gâtées par *Penicillium expansum* (D'Halewyn, 2017).

L'impact économique de ces champignons est important, car ils causent des pourritures dévastatrices en tant que pathogènes pré- et post-récolte sur les cultures vivrières, et certaines espèces génèrent une variété de mycotoxines (Visagie et al., 2014). Cependant, il existe des espèces de *Penicillium* utiles qui sont utilisées dans l'industrie agroalimentaire pour la fabrication de fromages tels que le Camembert et le Roquefort, ainsi que de saucisses fermentées. De plus, leur influence et leur renommée sont principalement liés à la fabrication

de pénicilline, une découverte qui a bouleversé le traitement des maladies bactériennes (Visagie et al., 2014).

### **5.3.3. Taxonomie (NCBI)**

**Domaine :** *Eukaryota*

**Règne :** *Fungi*

**Division :** *Ascomycota*

**Classe :** *Eurotiomycetes*

**Ordre :** *Eurotiales*

**Famille :** *Aspergillaceae*

**Genre :** *Penicillium*

### **5.3.4. La pathogénicité**

La présence de moisissures, en particulier du genre *Penicillium*, dans les structures endommagées par l'eau, est associée à des troubles respiratoires. Les composés irritants qu'elles renferment provoquent des inflammations, tandis que les composés organiques volatils microbiens qu'elles génèrent peuvent irriter les yeux, le nez et la gorge, entraînant une fatigue et des maux de tête. Les spores de *Penicillium* ont la capacité de provoquer une réaction immunitaire et inflammatoire importante (D'Halewyn, 2017).

#### **5.3.4.1. Réactions allergiques**

La rhinite allergique, l'asthme et parfois l'eczéma sont des réactions allergiques fréquentes causées par *Penicillium*. Des réactions allergiques immédiates et retardées peuvent être causées par les spores, et Une exposition prolongée à ces spores à l'intérieur peut entraîner une augmentation des taux d'IgE. Ce qui peut entraîner des symptômes allergiques graves (D'Halewyn, 2017).

#### **5.3.4.2. Composés allergènes**

Les petites conidies de *Penicillium* restent en suspension dans l'air, se propageant vers les voies respiratoires inférieures. On a identifié et étudié des protéines allergènes particulières de *Penicillium*, telles que des sérines-protéases et des glycoprotéines (D'Halewyn, 2017).



### 5.3.4.3. Effets toxiques

Les mycotoxines générées par *Penicillium* peuvent causer des dommages à la peau, à l'hépatite, au cytosquelette et même au cancer. Par exemple, l'ochratoxine A est toxique pour le foie et le cancer, tandis que la roquefortine C est toxique pour le système nerveux et le cerveau (D'Halewyn, 2017).

### 5.3.4.4. Les infections

Les infections à *Penicillium* chez l'homme sont peu fréquentes, mais peuvent se manifester par des bronchopneumopathies, des kératites fongiques, des otomycoses et des endocardites (D'Halewyn, 2017).

### 5.3.5. Contamination en milieux intérieurs

Il y a environ une dizaine d'espèces du genre *Penicillium* qui sont communes dans les habitations. On connaît des allergies causées par *Penicillium aurantiogriseum*, *P. brevicompactum*, *P. chrysogenum*, *P. citrinum* et *P. glabrum* (Tab. 01) (Caillaud et al., 2006). Ces moisissures sont des polluants courants qui se trouvent à la fois à l'intérieur et à l'extérieur des habitations. La couleur des colonies, les pigments produits par les colonies, la composition des structures conidiennes, la taille et la forme des conidies et le taux de croissance dans des conditions standardisées sont les principales caractéristiques des espèces de *Penicillium* (Caillaud et al., 2006).

**Tableau 1** : caractères morphologiques des espèces les plus fréquentes dans l'habitat (Caillaud et al., 2006).

| Espèces                   | Ramification des pinceaux | Ornementation du stipe   | Forme des conidies                   | Taille des conidies | Caractères particuliers |
|---------------------------|---------------------------|--------------------------|--------------------------------------|---------------------|-------------------------|
| <i>P. aurantiogriseum</i> | terverticillé             | rugueux                  | subglobuleuses à ellipsoïdes, lisses | 3,5-4 x 2,5-3,2 µm  |                         |
| <i>P. brevicompactum</i>  | terverticillé             | lisse à finement rugueux | ellipsoïdes, lisses                  | 2,5-3,5 x 2-2,5 µm  | Pinceaux compacts       |
| <i>P. chrysogenum</i>     | terverticillé             | lisse                    | subglobuleuses à ellipsoïdes, lisses | 2,5- 4 x 2,2-3,5 µm | Exsudats jaunes         |
| <i>P. citrinum</i>        | biverticillé, furcatum    | lisse                    | globuleuses à subglobuleuses, lisses | 2,2 - 3 µm          |                         |
| <i>P. glabrum</i>         | monoverticillé            | lisse à finement rugueux | globuleuses, lisses                  | 3- 3,5 µm           | Stipe renflé            |

Les espèces les plus fréquentes dans les habitations ont la particularité de se développer à des températures de 22-25°C, de couleurs allant du gris-bleu au bleu-vert, d'être ubiquistes et de se trouver souvent dans le sol et sur les aliments. Il est nécessaire de les cultiver en laboratoire et d'observer les structures conidiogènes au microscope pour les identifier (Caillaud et al., 2006).

Prenant un exemple, En milieu intérieur, *Penicillium chrysogenum* pose un problème majeur, étant l'un des premiers à coloniser les murs et les cloisons des bâtiments qui ont été endommagés par l'eau. La présence de cette moisissure, la plus fréquente dans les espaces intérieurs, affecte différents matériaux de construction et de revêtement, comme le papier peint. Elle se répand aussi sur la colle des papiers peints et des panneaux d'aggloméré humides, ainsi que sur les surfaces peintes (D'Halewyn, 2017).

De plus, Selon une recherche en Scandinavie, les matériaux organiques à base de cellulose tels que le jute, le papier peint et le carton sont particulièrement exposés aux moisissures après des dommages causés par les eaux. Le genre le plus fréquemment observé sur ces matériaux était le *Penicillium*, représentant 68% (D'Halewyn, 2017).

## **5.4. *Fusarium***

### **5.4.1. Morphologie**

Sur gélose Sabouraud à 25 °C, les espèces de *Fusarium* poussent rapidement, formant des colonies plates à texture laineuse ou cotonneuse, qui tendent à s'étaler. Seul le *Fusarium dimerum* croît lentement. En surface, les colonies peuvent être blanches, crème, brun clair, saumon, cannelle, jaunes, rouges, violettes, roses ou pourpres. Le revers des colonies peut être incolore, brun clair, rouge foncé, pourpre ou brun.

Le genre *Fusarium* est généralement identifiable par la présence de macroconidies typiques multicellulaires, hyalines et fusiformes (en forme de canot), avec une cellule pied à la base du conidiophore. Les caractéristiques de base des espèces de *Fusarium* comprennent des hyphes hyalins septés, des conidiophores, des phialides, des macroconidies et des microconidies visibles au microscope (D'halewyn et Chevalier, 2023)

Les microconidies sont des conidies unicellulaires (ou parfois bicellulaires) mesurant de 4 à 8 µm de long, allongées, ovales ou cylindriques, isolées, solitaires ou groupées, disposées en verticilles ou plus rarement en chaînettes.

Les macroconidies sont des conidies pluricellulaires avec des cloisons transversales uniquement, mesurant de 18 à 80 µm de long, souvent regroupées en paquets. Elles sont

fusiformes, courbées, assez pointues aux extrémités, avec une cellule podale formant une sorte de talon plus ou moins visible.

Enfin, des chlamydospores peuvent être présentes, terminales ou intercalaires (au sein des filaments ou déformant une macroconidie) (Chabasse et al., 2002).

#### **5.4.2. Exigences de croissance**

Le *Fusarium* est principalement connu pour se développer dans les cultures céréalières (grains, paille et foin). Cependant, plusieurs espèces peuvent occasionnellement être trouvées sur divers substrats. Il peut également être présent dans une petite proportion de logements, croissant sur les matériaux de construction et dans des systèmes de climatisation contaminés. La présence de *Fusarium* dans une habitation indique un problème d'humidité intérieure.

Les espèces de *Fusarium* peuvent s'adapter à différents substrats, mais cette adaptation entraîne des changements significatifs dans leurs caractéristiques morphologiques. Le *Fusarium* nécessite des conditions humides pour se développer, y compris dans l'eau stagnante polluée, comme celle trouvée dans les réservoirs des humidificateurs (D'halewyn et Chevalier, 2023). La plupart des espèces de *Fusarium* présentes dans les environnements intérieurs sont légèrement xérophiles et nécessitent un minimum d'eau libre ( $A_w$ ), soit entre 0,86 et 0,91 (D'halewyn et Chevalier, 2023).

Elles se développent bien à des températures comprises entre 0 et 37°C, mais aucune espèce de *Fusarium* n'est thermophile (Suga et Hyakumachi, 2004). Le pH optimal pour la croissance des isolats phytopathogènes du genre *Fusarium* se situe entre 3,5 et 7 (David et al, 2019).

#### **5.4.3. Reproduction**

*Fusarium* produit généralement trois types de spores asexuées, Bien que certaines espèces produisent également des spores méiotiques, moins de 20 % des Fusaria ont un cycle sexuel connu, ce qui confère aux spores asexuées un rôle crucial dans leur propagation et leur infection (Fig.8) (Ajmal et al., 2022).

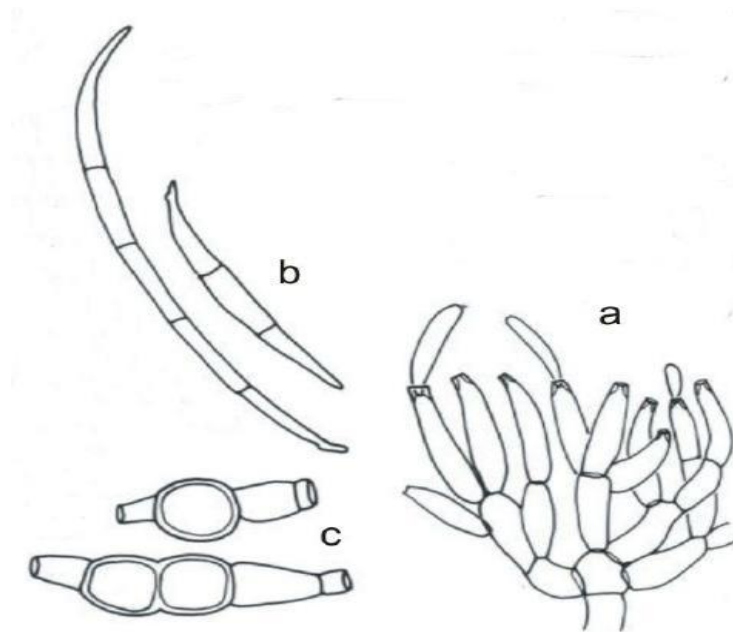
##### **5.4.3.1. Spores sexuelles**

Certaines espèces de *Fusarium* génèrent des spores sexuelles. Le développement sexuel chez les espèces de *Fusarium* varie. Par exemple, chez *F. graminearum*, les ascospores jouent un rôle clé en tant qu'inoculum primaire responsable de la brûlure de l'épi du blé et de l'orge. Le développement sexuel est essentiel à la production de maladies chez *F. graminearum*, qui

alterne entre stades sexués et asexués. Cependant, chez *Fusarium solani* les ascospores ne sont pas indispensables à la dispersion (Ajmal et al., 2022).

#### 5.4.3.2. Spores asexuées

Les espèces de *Fusarium* produisent trois types de spores asexuées (mitotiques) : les macroconidies, les chlamydospores et les microconidies (Ajmal et al., 2022).



**Figure 8** : Les trois spores différentes produites par *Fusarium oxysporum*. A : microconidies ; b : macroconidies ; c : chlamydospores (Okunghowa et Hakeem, 2014).

Ces spores asexuées sont essentielles pour la reproduction, la dispersion et l'infection des plantes. Elles jouent également un rôle crucial dans la survie et la protection des champignons dans des conditions environnementales défavorables (Ajmal et al., 2022).

#### 5.4.4. Infections à *Fusarium*

##### 5.4.4.1. Effet sur les plantes

*Fusarium* est connu depuis plus de 200 ans. Malgré les efforts mondiaux pour développer une gestion efficace de ce champignon dans les plantes, les maladies causées par *Fusarium* restent parmi les plus importantes. Ces champignons sont largement répandus dans le monde et ont une grande importance économique. De nombreuses espèces végétales sont

affectées par au moins une maladie causée par *Fusarium*. Selon l'American Phytopathological Society, 81 des 101 plantes économiquement importantes possèdent au moins une maladie causée par *Fusarium* (Askun, 2018).

La fusariose des épis résulte de l'infection des céréales par des espèces fongiques du genre *Fusarium* ou *Microdochium*, qui peuvent agir seules ou ensemble. Elle peut affecter tous les compartiments de la plante et se développer chez la majorité des céréales cultivées. La fusariose des épis provoque un flétrissement et un blanchissement des épis, avec des grains atrophiés, ridés et de couleur grisée, rosée ou brune (Laurent, 2016).

Les champignons *Fusarium* sont particulièrement répandus dans les régions céréalières du monde et produisent une variété de mycotoxines. Les toxines les plus courantes produites par *Fusarium* sont la zéaralénone, la fumonisine, la moniliformine et les trichothécènes (toxine T-2/HT-2, déoxynivalénol, diacétoxyscirpénol, nivalénol) (Askun, 2018).

#### **5.4.4.2. Effet sur la santé humaine**

Les *Fusarium* sont des champignons filamenteux omniprésents dans notre environnement. Leur rôle pathogène est bien établi dans les infections superficielles telles que les kératites et les onychomycoses. Récemment, ils ont émergé comme pathogènes opportunistes, causant des infections invasives potentiellement mortelles

, notamment chez les patients atteints d'hémopathies malignes (Vermeulen et Debourgogne, 2021).

##### **5.4.4.2.2. Réactions allergiques**

Les spores aéroportées des espèces de *Fusarium* sont courantes, surtout dans les régions agricoles, et sont reconnues comme allergènes saisonniers et pérennes. Le *Fusarium* est associé aux allergies de type I, telles que la rhinite allergique saisonnière et l'asthme. Lors des tests cutanés avec des allergènes fongiques courants, les réactions au *Fusarium* sont parmi les plus fréquentes.

Le *Fusarium solani* est souvent isolé chez des patients diagnostiqués avec une sinusite fongique allergique (AFS). Certaines espèces impliquées dans l'AFS peuvent coloniser les surfaces des matériaux de construction dans les bâtiments occupés par ces patients. Des cas de sinusite à *Fusarium*, y compris la sinusite maxillaire, ont été rapportés, notamment chez des patients greffés (D'halewyn et Chevalier, 2023).

#### 5.4.4.2.3. Effets toxiques

L'ingestion de *Fusarium* peut entraîner divers effets toxiques, notamment des effets cytotoxiques, néphrotoxiques, trémogènes (causant des tremblements prolongés), immunosuppresseurs et cancérogènes. Ces pathologies sont bien documentées chez l'homme, le bétail et d'autres animaux.

Les espèces de *Fusarium* fréquemment impliquées dans les infections humaines incluent *F. solani*, *F. oxysporum* et *F. moniliforme* (*F. verticillioides*). Plus récemment, des infections à *F. napiforme* et à *F. proliferatum* (ou *F. moniliforme*) ont également été signalées (D'hlewyn et Chevalier, 2023).

#### 5.4.5. Taxonomie

Le genre *Fusarium* a été initialement introduit par Link en 1809. Au cours des 80 dernières années, d'importantes recherches ont été menées sur la taxonomie, la biologie et les mycotoxines des espèces de *Fusarium*. Alors que Wollenweber et Reinking ont décrit 65 espèces, 55 variétés et 22 formes de *Fusarium* en 1935, Snyder et Hansen ont ultérieurement réduit le nombre d'espèces de *Fusarium* à neuf.

Entre 1940 et 1980, différents mycologues ont proposé diverses taxonomies pour *Fusarium*, mais aucun consensus global n'a été atteint. Dans les années 1980, les taxonomistes du monde entier ont collaboré pour proposer un accord unique sur la taxonomie de *Fusarium*. Cependant, dans les années 1990, l'utilisation du concept d'espèces phylogénétiques basées sur le séquençage de l'ADN a conduit à l'introduction de nouvelles espèces de *Fusarium* qui ne peuvent souvent pas être distinguées morphologiquement. En 2006, Leslie et Summerell ont publié "The *Fusarium* Laboratory Manual" décrivant 70 espèces de *Fusarium* (Askun, 2018).

**Domaine :** Eukaryota

**Règne :** *Fungi*

**Division :** *Ascomycota*

**Classe :** *Sordariomycetes*

**Ordre :** *Hypocreales*

**Famille :** *Nectriaceae*

**Genre :** *Fusarium* (NCBI).

## **Chapitre 2. Rôle des moisissures dans la contamination des murs et des surfaces des habitations**

### **1. Introduction**

Le problème de l'humidité dans les logements est une préoccupation majeure à l'échelle mondiale, comme l'indique l'Organisation mondiale de la santé (OMS). Les données recueillies montrent des variations significatives de la prévalence de l'humidité excessive selon les régions, allant de 10 à 50% dans des pays tels que l'Australie, l'Europe, l'Inde, le Japon et l'Amérique du Nord (Rossel et al., 2016).

En France, les enquêtes se concentrent sur la détection de signes visibles de moisissures, tels que des peintures boursoufflées, des taches sur les murs ou des odeurs d'humidité. Les estimations varient, mais indiquent généralement que 14 à 20% des logements français sont affectés par ce problème. À l'échelle européenne et nord-américaine, on estime qu'au moins 20% des logements sont touchés par la présence de moisissures (Meheust, 2012).

Dans la cité Jeanne d'Arc en Algérie, quelques modifications ont été apportées aux logements, notamment le cloisonnement des espaces de vie qui étaient initialement ouverts. Ces changements ont entraîné certains problèmes, comme des traces d'humidité sur les murs et les plafonds, voire même des cas de moisissure dans certaines salles de bains (Lachehab et Kacem-Meghfour, 2021).

### **2. Conditions propices à la croissance des moisissures**

Le développement des moisissures est favorisé par leur présence naturelle dans l'environnement et leur transport à l'intérieur des bâtiments par divers vecteurs tels que la ventilation, les matériaux, l'homme et les animaux domestiques. Leurs propagations se produisent, lorsque les conditions idéales sont réunies (CCHST, 2021).

#### **2.1. L'eau et l'humidité en quantités suffisantes**

La présence d'eau et une humidité en quantité suffisante sont un élément vital pour la croissance des moisissures, (CCHST, 2021). Parmi les multiples facteurs contribuant à une augmentation du taux d'humidité.

## **2.2. Les problèmes des constructions de bâtiments**

Une conception et une construction médiocres peuvent involontairement favoriser le développement des moisissures. Des matériaux de construction de qualité inférieure (matériaux insuffisamment asséchés ou infectés par des champignons), une gestion inefficace de l'eau, des obstacles dans les systèmes de ventilation, l'absence de pare-vapeur, des fuites d'eau provenant du toit ou du sous-sol (par remontée capillaire) (CCHST, 2021).

## **2.3. La ventilation**

La ventilation des habitations est essentielle pour maintenir un environnement intérieur sain en régulant la concentration de polluants atmosphériques. Les activités humaines telles que la cuisson, les lessives, les douches et la respiration (CCHST, 2021) génèrent de l'humidité sous forme de vapeur d'eau (Les moisissures dans le logement, 2019). En l'absence d'une ventilation adéquate, cette vapeur d'eau peut s'accumuler dans l'air intérieur. Lorsque cet air chargé en humidité entre en contact avec des surfaces plus froides telles que les fenêtres ou les murs, la condensation se produit, se manifestant sous forme de gouttelettes d'eau (Gouvernement du Canada, 2017). Ce processus est connu sous le nom de pont thermique. Dans ce cas, il est souvent observé que les facteurs de l'humidité, de la température et du manque de ventilation se combinent, favorisant ainsi particulièrement la croissance de moisissures dans les zones où le taux d'humidité dépasse 60% (François et Geert., 2009).

## **2.4. Substances Organique**

Les moisissures peuvent se développer sur diverses surfaces contenant des substances organiques couramment présentes dans les bâtiments, telles que la poussière, les matières grasses, le papier, le carton, le bois et les tissus (David, 2018). Certains matériaux de construction, comme la peinture, peuvent servir de substrats nourrissants aux moisissures. Par exemple, les espèces du genre *Aspergillus* et *Penicillium*, appelées (sugar fungi), préfèrent les sources simples et se développent rapidement, tandis que d'autres sont capables de dégrader des polymères ou des matières organiques complexes, ce qui les rend généralement responsables de colonisations tardifs (Méheust, 2012).

## **3. Détection des moisissures**

Lorsque la moisissure se propage sur des surfaces telles que les murs, les meubles et les feuilles, elle entraîne des changements visibles, notamment la détérioration et la fragilité des matériaux. Cela peut également entraîner la contamination des feuilles, leur adhérence les unes aux autres (François et Geert, 2009).



Les moisissures produisent des pigments colorés pendant leur croissance, ce qui peut entraîner des taches de différentes couleurs, allant du beige aux teintes vives comme le rose, le pourpre, le cramoisi ou le jaune (François et Geert, 2009). La surface contaminée peut présenter une texture duveteuse, généralement noire ou blanche, mais cette couleur peut varier en fonction du support sur lequel la moisissure se développe (Guild et al., 2004).

L'apparence de la moisissure, qu'elle soit poudreuse, duveteuse ou filamenteuse, peut indiquer une contamination potentielle (François et Geert, 2009). Parfois, les moisissures peuvent être en dormance et ressembler à des taches colorées, des bavures ou des saletés lorsqu'elles sont sèches. Leur aspect peut également changer si on les frotte (Guild et al., 2004).

Le métabolisme des moisissures génère des composés organiques volatils odorants tels que les alcools, les aldéhydes et les cétones, ce qui peut provoquer une odeur de moisi avant même l'apparition de signes visibles de croissance fongique (François, année). Cependant, les moisissures en dormance ne dégagent pas l'odeur caractéristique de moisissure (Guild et al., 2004).

#### **4. Evaluation de la contamination fongique**

La flore fongique de base, présente dans l'atmosphère extérieure avec diverses espèces souvent ubiquistes en concentrations variables selon l'environnement (urbain ou agricole), la saison et la météo se retrouve en partie (selon le mode d'aération des locaux) dans l'air intérieur. On peut également rencontrer une flore endogène dans les espaces intérieurs lorsqu'il y a développement de moisissures sur les objets ou les structures du local : on observe alors une augmentation des concentrations et/ou une sélection des espèces liée soit à la nature des substrats soit aux conditions thermo- hygrométriques (Basset et Laffont, 2011).

Le risque d'insalubrité grandit avec l'importance de la contamination. Différents organismes ont déjà élaboré une démarche utilisant la surface contaminée comme critère objectif de risque pour la santé, il s'agit d'évaluer la surface totale contaminée par les éléments fongiques (Tab. 02). (Laure, 2011).

**Tableau 2** : Étendue de la moisissure – tableau décisionnel pour des fins de nettoyage (Santé Canada, 2023).

| Surface totale affectée par la moisissure   |   |  |
|---|---|--|
| Petite  | Moyenne   | Grande   |
| Trois plaques ou moins et la surface totale d'un mètre carré ou moins             | Plus de trois plaques (chacune mesurant moins de 1 m <sup>2</sup> ) et la superficie totale ne dépasse pas 3 m <sup>2</sup>                 | Une seule plaque de plus de 3 m <sup>2</sup>                                       |
|  |    |  |
| Petite surface de moisissure : nettoyage en prenant les précautions nécessaires   | Surface de moisissure moyenne : préférable d'avoir recours à un spécialiste, mais peut être nettoyée en prenant les précautions nécessaires | Grande surface de moisissure : évaluation et nettoyage menés par un spécialiste    |

## 5. Effets des moisissures sur la santé humaine

La présence des moisissures pathogènes dans divers habitats peut augmenter la susceptibilité aux maladies fongiques (allergies, infections pulmonaires...) notamment importante chez les personnes qui ont des problèmes de santé préexistants comme l'asthme ou des sensibilités graves, ainsi que les enfants, les personnes âgées et les patients immunodéprimés.

Les composants fongiques de la moisissure murale responsables des effets cliniques (comprennent les glucanes, les allergènes et les mycotoxines) sont très importants pour le développement d'infections fongiques, car ils déclenchent une réponse immunitaire et favorisent le développement d'infections.

Le glucane, un composant des parois cellulaires fongiques, est attaqué par des médicaments antifongiques tels que les échinocandines, affectant l'intégrité de la paroi cellulaire et la virulence des champignons tels que *Candida albicans* (Chibuike et al., 2017).

L'exposition aux spores fongiques et aux fragments d'hyphes peut agir comme allergènes et médiateurs pro-inflammatoires et contribuer aux maladies respiratoires associées à l'humidité intérieure.

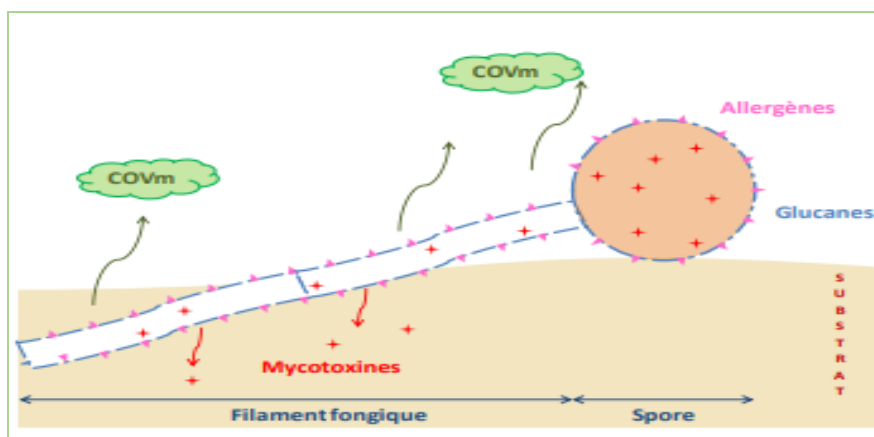
Les champignons produisent des substances qui stimulent la réponse immunitaire innée et induisent la production d'IgE spécifiques, provoquant des réactions allergiques chez les individus exposés à la moisissure (Żukiewicz-Sobczak et al., 2013).

Les Composés organiques volatils (COV), peuvent traverser sans entrave les matériaux de construction poreux. Même s'ils se reproduisent dans des espaces apparemment clos (comme derrière des cloisons). Certains composés sont produits par plusieurs espèces de champignons, tandis que d'autres sont spécifiques au niveau du genre ou de l'espèce. Le métabolisme des moisissures produit des COV d'origine microbienne, responsables de l'odeur caractéristique des moisissures (Fig. 9) (Méheust, 2012).

Les mycotoxines sont des substances semi-volatiles produites par diverses moisissures dans certaines conditions environnementales.

Leurs effets nocifs dépendent de leur mode d'action, du type et de l'étendue de l'exposition ainsi que de la sensibilité de la personne exposée (D'Halewyn et al., 2003).

En outre, ces mycotoxines peuvent nuire à la santé des individus sensibles et provoquer des maladies liées aux bâtiments tel que « le syndrome des bâtiments malsains ou sick building syndrome (SBS) se caractérise par des difficultés respiratoires, une fatigue, une toux, des céphalées, une rhinite, une conjonctivite, voire des nausées. La nouvelle définition du SBS implique l'existence de cas groupés dans un même bâtiment ou une même aile d'un bâtiment. Les moisissures ne sont pas les seules en cause : d'autres polluants de l'air intérieur tel le formaldéhyde libre par les colles de bois agglomère, les endotoxines bactériennes ou les glucanes peuvent avoir des effets néfastes sur la santé. Différents travaux ont recherché un lien entre les moisissures et le SBS. Mais les symptômes différents selon la quantité de spores libérées des substrats, la nature des espèces fongiques présentes, la durée d'exposition (variations en fonction des saisons, du lieu d'exposition soit au travail, à l'école, à la maison) et aussi en fonction de la sensibilité individuelle de chacun. » (Reboux et al., 2009).



**Figure 9** : Les substances et éléments fongiques susceptibles d'entraîner des effets sur la santé (Méheust, 2012).

Ces composants peuvent avoir des effets variables en fonction du niveau d'altération ou de contamination de l'habitat, ainsi que de l'importance de l'exposition. Lorsque l'altération est importante, cela peut entraîner la libération de spores en grande quantité, ce qui peut causer des problèmes de santé plus graves (Tab. 3) (Méheust, 2012).

### **5.1. Les effets irritatifs**

Les effets irritatifs associés à une forte concentration de moisissures sont souvent liés à des symptômes d'irritation des yeux, du nez et de la gorge. Toutefois, le mécanisme exact de ces symptômes n'est pas pleinement compris, mais il est généralement attribué à une irritation mécanique provoquée par les spores et les fragments fongiques en contact direct avec les muqueuses, combinée à une irritation chimique due à des produits irritants ou toxiques présents dans les particules fongiques, tels que les MCOV (composés organiques volatils microbiens) et les glucanes (Méheust, 2012).

Les substances responsables de cet effet irritatif comprennent les  $\beta$  (1–3) glucanes, des polymères de glucose présents dans les parois fongiques, ainsi que les composés organiques volatils (MCOV) produits lors du métabolisme des moisissures. Les glucanes ne fournissent pas d'information spécifique sur l'espèce de moisissure présente, mais leur augmentation est corrélée à une prévalence accrue de symptômes respiratoires. Les MCOV, responsables de l'odeur de moisi, peuvent diffuser à travers les matériaux et ne sont pas spécifiques à une espèce particulière de moisissure, rendant leur détection et leur mesure complexes (Boutin-Forzano et al., 2006).

Ces irritants affectent les muqueuses oculaires, nasales, digestives et bronchiques, ainsi que la peau, en entraînant une irritation mécanique due aux glucanes et aux MCOV. Par la suite, les mycotoxines contenues dans les spores contribuent à un mécanisme d'irritation chimique. Les symptômes cliniques couramment rapportés chez les personnes exposées aux moisissures comprennent la rhino conjonctivite, l'irritation de l'oropharynx et des voies respiratoires, ainsi que des démangeaisons. Les études expérimentales suggèrent que les MCOV agissent de manière synergique, ce qui peut amplifier les effets irritatifs associés à l'exposition aux moisissures (Boutin-Forzano et al., 2006).

### **5.2. Les effets immunologiques**

Les réactions allergiques provoquées par l'inhalation de spores fongiques sont un problème de santé bien connu et peuvent provoquer diverses maladies allergiques telles que la rhinite, la dermatite, la bronchite allergique, l'aspergillose broncho-pulmonaire allergique et l'asthme allergique. Les réactions allergiques varient d'une personne à l'autre et dépendent du

type de moisissure, mais sont plus visibles chez les personnes asthmatiques. Cependant, le diagnostic de l'allergie aux moisissures est compliqué par le manque d'extraits représentatifs standardisés des moisissures courantes (Méheust, 2012).

La paroi cellulaire et les composants cytoplasmiques des cellules fongiques, tels que les spores et les fragments respirables, ainsi que d'autres substances telles que les protéines, les polysaccharides et les lipopolysaccharides, sont des substances allergènes et immunogènes.

L'inhalation de ces substances peut provoquer divers types de réactions d'hypersensibilité, notamment de type I et de type III.

Les moisissures courantes comme *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria* et *Cladosporium* sont connues pour provoquer des réactions immunitaires allergiques. Ces réactions peuvent se manifester cliniquement par une rhinite, une conjonctivite, un asthme ou une alvéolite allergique extrinsèque et sont souvent associées à des expositions professionnelles ou domestiques. Par exemple, l'aspergillose broncho-pulmonaire allergique est un système immunitaire mixte avec des réactions de type I et de type III caractérisées par de l'asthme et des opacités pulmonaires récurrentes (Boutin-Forzano et al., 2006).

### **5.3. Les effets infectieux**

Certaines moisissures présentes dans les matériaux de construction et les systèmes de ventilation peuvent provoquer des infections, bien que rarement.

Par exemple, l'aspergillose invasive, qui survient dans les hôpitaux, est une infection bien connue et le champignon peut être un agent pathogène opportuniste, en particulier chez les personnes affaiblies ou immunodéprimées (D'Halewyn et al., 2003).

Concernant le mécanisme d'infection, la croissance fongique dans le parenchyme pulmonaire est rare mais possible chez les individus immunocompétents. Cependant, de nombreux cas de contamination nosocomiale ont été rapportés chez des patients immunodéprimés présentant des complications sévères comme l'aspergillose broncho-pulmonaire invasive, comme ceux sous chimiothérapie ou ceux séropositifs (Boutin-Forzano et al., 2006).

Les mycétomes peuvent également se former dans le parenchyme pulmonaire, formant des masses de mycélium appelées mycétomes. Elle survient souvent dans une cavité pulmonaire préexistante, telle qu'une cavité tuberculeuse, ou à la suite d'un abcès pulmonaire, notamment associé à une infection à *Aspergillus* (Boutin-Forzano et al., 2006).

## 5.4. Les effets toxiques

Une exposition répétée à des contaminants environnementaux entraîne des effets toxiques appelés « toxicose fongique » qui peuvent provoquer une accumulation de doses élevées et des effets à moyen et long terme (D'Halewyn et al., 2003).

*Stachybotrys chartarum* est une moisissure associée à diverses mycotoxicoses et a été associée à des cas d'hémorragie pulmonaire chez des enfants à Cleveland en 1993-1994 (D'Halewyn et al., 2003).

Des symptômes neuropsychologiques tels qu'une diminution de la concentration, une fatigue mentale extrême, de l'irritabilité et des maux de tête ont été rapportés chez des personnes exposées à des moisissures toxiques.

D'autres effets systémiques tels que des modifications lymphocytaires, de la fièvre, des douleurs articulaires et des malaises gastro-intestinaux ont également été observés, mais des études supplémentaires sont nécessaires pour confirmer ces résultats (D'Halewyn et al., 2003).

**Tableau 3** : Moisissures fréquemment identifiées dans les environnements intérieurs humides et leurs effets pathogènes potentiels (CSHPF, 2006).

| NOM   | Effet Infectieux | Effet allergisant | Alvéolite | Effet toxique |
|---|------------------|-------------------|-----------|---------------|
| <i>Acremonium</i>                           | -                | X                 | -         | -             |
| <i>Alternaria alternata</i>                 | -                | X                 | -         | -             |
| <i>Aspergillus flavus</i>                   | X                | X                 | -         | X             |
| <i>Aspergillus fumigatus</i>                | X                | X                 | X         | X             |
| <i>Aspergillus niger</i>                    | X                | -                 | -         | -             |
| <i>Aspergillus versicolor</i>               | -                | X                 | X         | X             |
| <i>Aureobasidium</i>                        | -                | X                 | -         | -             |
| <i>Chaetomium</i>                           | -                | X                 | -         | -             |
| <i>Cladosporium sphaerospermum</i>          | -                | X                 | -         | -             |
| <i>Epicoccum</i>                            | -                | X                 | -         | -             |
| <i>Fusarium</i>                             | X                | X                 | X         | -             |
| <i>Mucorales : Mucor, Absidia, Rhizopus</i> | X                | X                 | X         | X             |
| <i>Penicillium sp.</i>                      | -                | X                 | X         | -             |
| <i>Stachybotrys chartarum</i>               | -                | X                 | -         | X             |
| <i>Trichoderma</i>                          | -                | X                 | -         | X             |
| <i>Trichothecium</i>                        | -                | X                 | -         | -             |

X : Effet positif ; - : Effet négatif

## **Chapitre 3. Produits chimiques utilisés pour stopper l'apparition des moisissures dans les habitations**

Avant que les détergents chimiques ne deviennent répandus, les gens exploraient différentes façons de rester propres en utilisant des savons à base d'huiles et de graisses (Babajanzadeh et al., 2019). Ces savons étaient largement utilisés pour nettoyer divers objets, notamment les vêtements, les sols des maisons et même les outils agricoles (Babajanzadeh et al., 2019).

La transition vers les détergents synthétiques a commencé au début du 20<sup>e</sup> siècle, avec l'introduction de Dreet Powder comme premier détergent synthétique aux États-Unis en 1931 (Babak Babajanzadeh et al., 2019). Depuis, ses usages se sont élargis, et diversifiés et font désormais partie intégrante de la vie quotidienne de milliers de personnes dans le monde (Kogawa et al., 2017).

Ces détergents ont évolué au fil des ans pour inclure des tensioactifs tels que les alkylbenzènes sulfonates linéaires (LAS), le lauryléther sulfate de sodium (SLES) et le dodécyl sulfate de sodium (SDS) pour un nettoyage efficace en fonction des conditions de l'eau (Babajanzadeh et al., 2019).

Aujourd'hui, les détergents sont des mélanges complexes de tensioactifs, d'adjuvants, d'agents de blanchiment, d'enzymes et d'autres ingrédients qui éliminent efficacement la saleté et les taches sur les tissus et les surfaces (Smulders et al., 2012).

### **1. Effets secondaires et indésirables des produits chimiques**

#### **1.1. Effets sur la santé**

Au fil du temps, l'utilisation de produits chimiques de nettoyage est devenue partie intégrante des activités de nettoyage, Malgré les risques potentiels pour la santé associée à ces produits de nettoyage (Lemire, 2021).

Les consommateurs continuent d'acheter ces produits sans être pleinement informés de leurs effets secondaires et de leurs précautions.

Une enquête menée en France par le Centre de recherche et d'observation des conditions de vie (CREDOC) auprès de 1 015 participants a constaté un manque de sensibilisation aux risques potentiels pour la santé de ces produits (Lemire, 2021). Les consommateurs accordent plus d'importance au prix et à l'efficacité qu'à la sécurité de ces produits (Pierre Lemire,

2021). De plus, les femmes sont significativement plus impliquées que les hommes dans l'utilisation de ces produits et dans les tâches ménagères (Lemire, 2021).

Il est désormais largement démontré que l'exposition aux produits chimiques de nettoyage, tant au travail qu'à la maison, a un impact significatif sur la santé respiratoire et cutanée (Fig. 10) et peut avoir des effets à la fois chroniques et aigus (Lemire, 2021).

### **1.1.1. Effets aigus**

En cas d'exposition soudaine ou à court terme à des quantités importantes d'un produit chimique, les effets sur l'organisme peuvent être dévastateurs. Cette exposition peut survenir au travail ou à la maison suite à une manipulation incorrecte (CCOHS, 2024), telle que la préparation de mélanges inappropriés comme l'hypochlorite de sodium avec de l'ammoniac ou des acides, pouvant générer des gaz toxiques tels que la chloramine ou le chlore gazeux. Ces gaz peuvent entraîner des symptômes respiratoires sévères tels que la toux, l'essoufflement, les douleurs thoraciques, ainsi que des brûlures cutanées et oculaires en cas d'exposition directe (Chen, 2020).

De plus, un déversement accidentel non intentionnel peut se produire lors du nettoyage. L'inhalation de produits chimiques en concentrations élevées peut provoquer de graves brûlures dans la bouche et les voies respiratoires menant aux poumons. De même, le contact cutané avec des quantités importantes de certains solvants organiques pouvant être absorbés par la peau peut entraîner des étourdissements et des nausées (CCOHS, 2024).

### **1.1.2. Effets chroniques**

Une exposition prolongée sur une longue période peut entraîner une absorption excessive du produit dans l'organisme, conduisant à une intoxication chronique (CCOHS, 2024). Ce type d'intoxication se produit lorsqu'il y a une exposition quotidienne répétée pendant de nombreuses années et que la concentration d'exposition est probablement trop faible pour provoquer une toxicité aiguë (CCOHS, 2024). Les effets néfastes résultant d'une exposition à long terme sont appelés effets « toxiques chroniques ».

Par exemple, l'inhalation prolongée de certaines vapeurs acides peut provoquer une perte d'émail dentaire et favoriser le développement de caries dentaires graves.

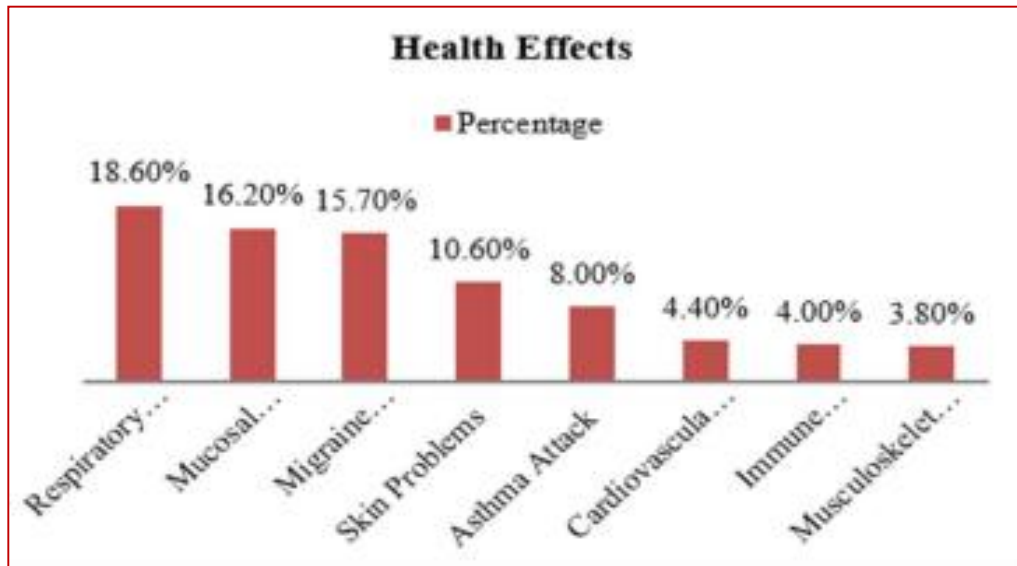
De même, l'inhalation et l'absorption de certains solvants organiques par la peau sur de longues périodes peuvent endommager les tissus nerveux (CCOHS, 2024).

Les produits de nettoyage sont souvent utilisés en conjonction avec des produits désinfectants, et de nombreux produits contiennent plusieurs ingrédients sensibilisants qui peuvent provoquer des réactions asthmatiques ou des allergies.



Par conséquent, il peut être difficile d'évaluer avec précision le lien entre l'exposition à long terme à un médicament particulier et les effets néfastes sur la santé.

Des effets sur la santé tels que l'asthme et la rhinite peuvent également être causés par l'exposition à des sous-produits chimiques tels que les chloramine et le chloroforme (cancérogènes) provoqués par un mélange inapproprié de substances (Chen, 2020).



**Figure 10** : Effets sur la santé les plus courants (Nisitha et al., 2022).

## 1.2. Effet sur l'environnement

Les détergents ménagers commerciaux, largement utilisés pour leur efficacité dans le nettoyage domestique et industriel, ont des effets dévastateurs sur l'environnement et les écosystèmes. Après utilisation, les résidus de tensioactifs contenus dans ces produits sont rejetés dans les égouts, polluant directement les eaux de surface (Chaturvedi et al., 2013). Cette pollution perturbe la biodiversité aquatique, en faune et en flore, mettant en danger la stabilité des écosystèmes aquatiques, notamment pour les poissons et autres organismes aquatiques.

Parallèlement, l'utilisation répandue des détergents affecte également les écosystèmes terrestres. Les produits chimiques contenus dans les détergents altèrent le pH du sol, entraînant des perturbations dans les activités biologiques essentielles du sol, telles que l'eutrophisation et la réduction de l'oxygène dissous. Ces impacts compromettent la santé globale des écosystèmes terrestres (khan, 2022).

De même, les composés organiques volatils (COV) provenant de sources naturelles et humaines, tels que les gaz d'échappement des véhicules, les combustions de combustibles

fossiles, et l'utilisation de solvants pétroliers, contribuent à la pollution de l'air. En Corée du Sud, par exemple, les solvants organiques ont représenté plus de 50% des émissions totales de COV en 2019. Ces émissions réagissent de manière photochimique dans l'atmosphère pour former de l'ozone et des aérosols organiques secondaires (SOA). L'oxydation des COV en présence de dioxyde d'azote (NO<sub>x</sub>) sous l'action de la lumière solaire génère de l'ozone, tandis que la formation d'aérosols organiques secondaires contribue à la pollution particulaire, y compris les particules PM<sub>2</sub> (Eun et al., 2022).

En outre, de nombreux nettoyants sont utilisés pour les revêtements de sol et le mobilier. Suite à une investigation portant sur plus d'une centaine de produits d'entretien, il a été constaté que 33 % des produits testés contenaient du m-xylène. Pour les nettoyants de sol, les principaux composés détectés sont les aliphatiques et les aromatiques.

Les produits d'entretien testés par le CSTB émettent du formaldéhyde, avec une concentration maximale de 12,0 µg/m<sup>3</sup> et une tendance à l'augmentation des niveaux après l'utilisation des produits. Les nettoyants pour sols, les produits nettoyants et les détachants pour moquettes émettent tous du formaldéhyde à des concentrations stables, de l'ordre de 5 à 10 µg/m<sup>3</sup>. Si, pour l'une des lingettes de sol testées, les émissions étaient faibles, des émissions très élevées de formaldéhyde ont été rapportées pour une autre : 1250 µg/m<sup>3</sup> une demi-heure après son utilisation et 128 µg/m<sup>3</sup> entre une heure et demie et deux heures après son utilisation, ce qui pourrait expliquer les niveaux élevés de formaldéhyde, souvent ajouté dans de nombreuses formulations de produits pour ses propriétés bactéricides (Roda, 2012).

La présence de formaldéhyde dans l'air intérieur suscite des préoccupations depuis de nombreuses années. Ainsi, dans les années 1980, Santé Canada et le Comité consultatif fédéral-provincial sur l'hygiène du milieu et du travail ont intégré cette substance dans les Directives d'exposition relatives à la qualité de l'air des habitations (Gilbert, 2004).

## **Chapitre 4. Matériel et Méthodes**

### **1. Matériel végétal**

L'étude proposée repose sur des essais d'un certain nombre d'extrait de plantes possédant des activités antifongiques. Une sélection a été réalisée après une recherche bibliographique approfondie, accompagnée de visites chez des herboristes de la wilaya de Constantine. Ce tri nous a permis de confirmer l'origine algérienne de ces plantes et leur disponibilité. Ces végétaux ont été achetés en février 2024, puis stockés dans un endroit propre, bien ventilé, à l'abri de l'humidité et à température ambiante jusqu'à leur utilisation.

### **2. Souches fongiques**

La présente étude porte sur l'isolement de moisissures et l'étude de leur sensibilité à différents dérivés de plantes. La sélection de ces types fongiques a été réalisée après une recherche bibliographique approfondie, ce qui nous a conduits à utiliser deux souches de moisissures les plus couramment incriminées dans la contamination des murs et d'autres surfaces.

### **3. Méthodologie**

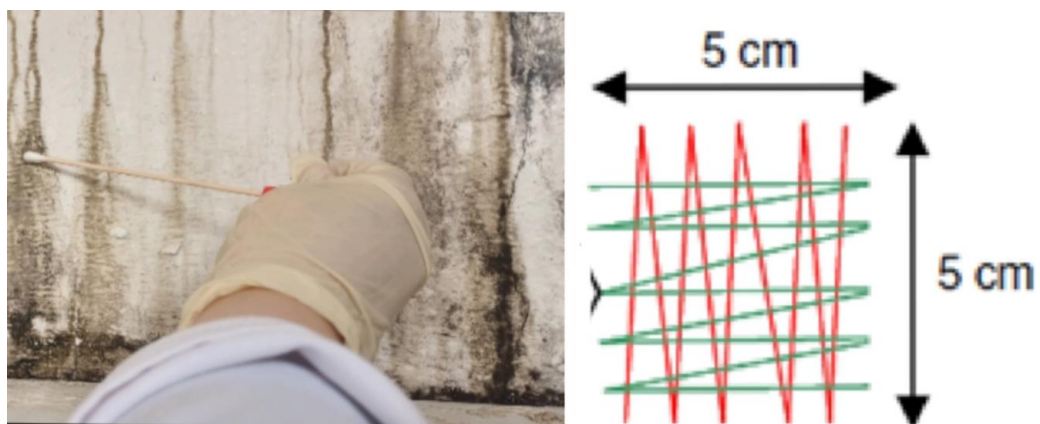
Le travail expérimental de ce mémoire a été réalisé dans les laboratoires de microbiologie, de biologie végétale et de chimie (laboratoire 12) de l'Université Constantine 1-Frères Mentouri (Fig. 16) entre novembre 2023 et mai 2024.

L'objectif de cette étude est de tester l'activité antifongique des extraits de plantes. L'échantillonnage des moisissures a été effectué de manière aléatoire entre novembre 2023 et avril 2024 dans différentes régions de la wilaya de Constantine (El Khroub, Ali Mendjeli, cité de Sarkina, Université Constantine 1- Frère Mentouri) (Tab. 4). Selon la norme NF EN ISO/CEI 17025 (2005).







**Figure 16 :** L'localisation géographique de la zone d'étude : Constantine (Remki et al., 2014).





Le prélèvement des échantillons est effectué dans des écouvillons stériles (Fig. 17(a)). Les écouvillons sont passés en stries parallèles rapprochées sur la surface contaminée (Boulestreau et al., 2016). Les surfaces concernées sont les murs, le par terre, plafond, main courante des escaliers, les joints des réfrigérateurs, etc.). Passer jusqu'à 10 fois de droite à gauche et 10 fois de haut en bas, afin de prélever le maximum de l'échantillon biologique, tout en faisant tourner légèrement l'écouvillon et en appliquant une pression constante sur la surface (Boulestreau et al., 2016 ; Hermon et al., 2021). La zone prélevée couvre une surface de 10x10 cm ou de 5x5 cm (Fig. 17(b)). L'utilisation de deux écouvillons successifs (double écouvillonnage) permet de d'obtenir de meilleurs résultats qu'un simple écouvillonnage (Hermon et al., 2021). Une fois le prélèvement réalisé, introduire l'écouvillon dans son tube d'origine, puis refermer hermétiquement et identifier précisément le tube.



**Figure 17 :** (a) : Prélèvement de surface par écouvillonnage. (b) : Technique de prélèvement (Boulestreau et al. 2016).

**Tableau 4 :** Échantillonnage à partir de diverses surfaces

| Site de prélèvement  | Photos  | Date d'isolements |
|--|---|-------------------|
| Mur de laboratoire 11 (bloc des sciences-université Constantine 1-Frères Mentouri)                       |    | 30-11-2023        |
| La façade du mur extérieure des escaliers du Bloc des lettres- université Constantine 1- Frère Mentouri. |   | 07-12-2023        |
| Main courante des escaliers extérieure du bloc des lettres- université Constantine 1-Frère Mentouri)     |  | 07-12-2023        |
| Conduite d'eau d'une maison (El khroub- Constantine)   |  | 07-12-2023        |

|  |   |                   |
|--|---|-------------------|
| <p>Mur extérieure (Tijani Hadam- université Constantine 1-Frère Mentouri)</p>    |    | <p>07-12-2023</p> |
| <p>Mur de la chambre (Sarkina-Constantine).</p>                                  |    | <p>15-02-2024</p> |
| <p>Plafond de balcon (El-khroub-Constantine).</p>                                |   | <p>25-02-2024</p> |
| <p>Dal de sol de la toilette d'une maison (Ali Mendjeli-khroub Constantine).</p> |  | <p>07-04-2024</p> |



|   |  |                   |
|---|--|-------------------|
| <p>La poignée d'un bidon (toilette maison) (El-khroub-Constantine).</p>               |   | <p>07-04-2024</p> |
| <p>Le joint de congélateur (El-khroub-Constantine).</p>                               |   | <p>07-04-2024</p> |
| <p>Dal de sol de la salle de bain d'une maison (Ali Mendjeli-Khroub Constantine).</p> |  | <p>16-04-2024</p> |

#### 4. Isolement des moisissures

Après le frottage de surface à l'aide d'un écouvillon stérile non humidifié (Fig. 18(a)) les spores et les filaments recueillis sont ensemencés directement sur le milieu de culture PDA ou Sabouraud par la technique des stries (anses, 2016). Les boîtes sont incubées à 30°C pendant 5-7 jours (Fig. 18(b)).



**Figure 18 :** (a) : Isolement des moisissures sur milieu PDA, (b) : incubation à 30°C pendant 5-7 jours.

## 5. Purification des moisissures

Une fois que les colonies ont bien évolué, nous avons effectué le repiquage avec une anse stérile pour prélever un fragment de colonie et le transférer au centre dans une autre boîte contenant le même milieu de culture (Fig. 19) (Guiraud, 1998).

Les boîtes sont placées en incubation à une température de 30°C pendant 5-7 jours, jusqu'à obtention de souches pures (Guiraud, 1998). Les souches sont conservées aux réfrigérateurs à 4°C. (Guiraud,1998).



**Figure 19 :** Purification des moisissures sur milieu PDA.



## **6. Identification des moisissures**

L'approche classique pour identifier les moisissures repose sur l'analyse macroscopique et microscopique des colonies cultivées (Blaise et al., 2021).

### **6.1. Caractérisation macroscopique**

Il s'agit d'examiner l'apparence des colonies, qui sont des amas de cellules microbiennes visibles à l'œil nu. Cette analyse inclut :

- L'aspect des colonies (duveteuses, laineuses, etc.).
- Le relief de la colonie (recto/verso)
- La taille de la colonie.
- La couleur de la colonie (recto/verso).
- La présence ou non de gouttelettes d'eau (Guezlane-Tebibel et al., 2018).

### **6.2. Caractérisation microscopique**

L'observation microscopique permet d'étudier la morphologie des cellules d'une espèce fongique, constituant ainsi le premier critère d'identification. Elle comprend l'examen à l'état frais et l'examen après coloration.

#### **6.2.1. Observation microscopique à l'état frais**

Dans des conditions d'hygiène et d'asepsie, le matériel fongique est préparé pour l'observation microscopique à l'état frais de la manière suivante :

Un échantillon de mycélium de la colonie est prélevé à l'aide d'une anse de platine stérile, puis déposé dans une goutte d'eau distillée sur une lame stérile. Le fragment mycélien est dilacéré avec l'anse de platine pour le rendre moins dense et plus observable. La préparation est ensuite passée légèrement au-dessus de la flamme de la veilleuse du Bec Bunsen L'observation microscopique est réalisée aux grossissements (10X, 40X) (Rihani, 2018).

#### **6.2.2. Observation microscopique**

Pour observer les caractéristiques des spores, une technique du drapeau est employée. Un morceau de ruban adhésif est délicatement appliqué sur le bord de la colonie fongique, puis retiré avec précaution. Ce fragment est ensuite fixé sur une lame, sur laquelle une goutte de bleu de méthylène est préalablement déposée. Au microscope, on peut observer :

- Les spores : taille, morphologie, couleur, mode d'insertion aux filaments, isolées, en chaînes, en grappes, portées par des conidiophores, etc.

- La présence ou l'absence de cloisons dans l'hyphe.
- La structure typique de l'hyphe (arrosoir, pinceau, etc.) (Guezlane-Tebibel et al., 2018).

## **7. Test des activités antifongiques des solutions naturelles**

### **7.1. Préparation de l'inoculum**

L'inoculum correspond à la suspension de spores de la moisissure sélectionnée, issue de cultures sporulées cultivées sur gélose PDA ou Sabouraud pendant 7 jours à 30°C. Pour préparer cette suspension, 10 ml d'eau distillée stérile sont déposés en surface des cultures, puis mélangés avec un râteau pour obtenir une suspension de spores (Meziani et Mahcene, 2017). Celle-ci est ensuite versée dans des tubes stériles. La suspension de spores est bien homogénéisée, son opacité doit être équivalente à 0.5 Mc Ferland ou à une DO de 0.08 à 0.10 à 625 nm (Bauhafs et al., 2019).

### **7.2. Ensemencement**

Des boîtes de Pétri contenant du milieu PDA ou Sabouraud solidifié sont ensemencées aseptiquement à l'aide d'un écouvillon stérile, préalablement trempé dans la suspension de spores, sur toute la surface du milieu. L'écouvillon est déchargé au maximum en réalisant des stries serrées sur la totalité de la surface gélosée. Cette opération est répétée trois fois, tournant la boîte à chaque fois et faisant pivoter l'écouvillon sur lui-même. L'ensemencement se termine passant l'écouvillon sur la périphérie du milieu (Athamena et al., 2010).

### **7.3. Technique des puits**

La méthode des puits est la technique choisie pour déterminer l'activité antifongique des extraits à tester. Cette méthode repose sur le pouvoir migratoire des solutions sur un milieu solide à l'intérieur d'une boîte de Pétri (Bouguerra et al., 2014) (Fig. 20).

#### **7.3.1. Solutions naturelles**

L'expérience a inclus 21 types différents des solutions naturelles. Après 15 minutes de l'ensemencement des milieux de culture (Boubricit et Boussad, 2007), des puits ont été découpés à l'aide d'une pipette Pasteur stérile de manière à ce que le nombre de puits corresponde au nombre de solutions utilisées (Fig. 20).

Ensuite, 25 µl des 15 premières solutions naturelles ont été déposés dans les puits, tandis que pour les 6 autres solutions naturelles, 50 µl ont été déposés dans chaque puits (Athamena et al., 2010). Cette opération a été répétée 2 fois pour chaque échantillon. Après

20 minutes de diffusion à 4°C, les boîtes ont été fermées par un papier parafilm et incubées pendant 48 heures à 30°C. (Athamena et al., 2010 ; Boubrit et Boussad, 2007).



**Figure 20 :** Réalisation de puits à l'aide d'une pipette pasteur (Benzemari et Hamlaoui., 2022).

## **8. Préparation du cocktail des solutions naturelles**

Après avoir incubé les échantillons et la lecture de tous les résultats, les solutions qui ont montré une forte inhibition de la croissance des champignons spécifiques, ont été choisies. Ensuite, elles ont été mélangées pour former la solution finale. Cette dernière a été soumise à un test en utilisant la technique des puits avec un gradient de concentrations allant de 10 à 50  $\mu\text{l}$  afin de déterminer la concentration minimale capable d'inactiver les souches fongiques.





## Chapitre 5. Résultats et discussion









### 1. Résultats

#### 1.1. Isolement des moisissures contaminant les différentes surfaces



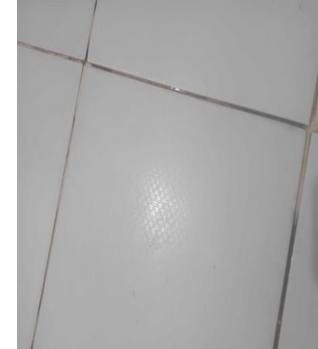




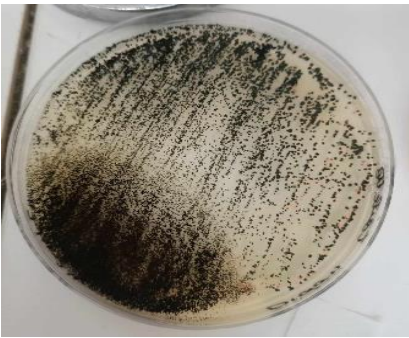


L'isolement des moisissures à partir des différentes surfaces (intérieur et extérieur des bâtiments, laboratoires et divers sites comme les murs et les façades extérieures), nous a permis d'avoir un certain nombre de colonies fongiques d'aspects différents. Ces cultures ont été observées après 7 jours d'incubation (tableau 5).

**Tableau 5** : Sources d'isolement et aspects macroscopiques des moisissures.

| Source d'isollements                                   | Photos des lieux de prélèvements  | Isolement sur boîtes   |
|--|---|--|
| Mur du laboratoire 11 (bloc des sciences SNV)          |   |   |
| Façade du mur extérieure d'escalier (Bloc des lettres) |  |  |

|   |   |  |
|---|---|--|
| <p>Main courante d'escalier (extérieure bloc des lettres)</p> |    |    |
| <p>Conduite d'eau (maison)</p>                                |    |    |
| <p>Mur extérieure (tijani hadam)</p>                          |   |   |
| <p>Mur d'une chambre d'habitation</p>                         |  |  |

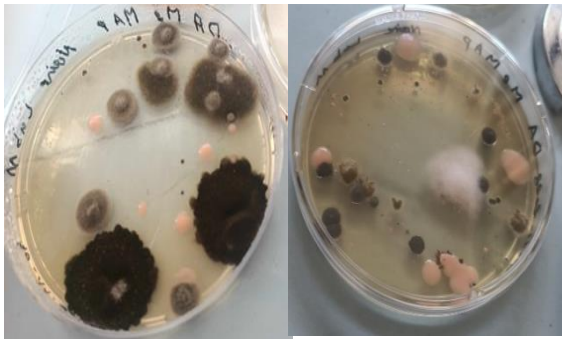







|  |   |  |
|--|---|--|
| <p>Plafond de balcon d'une Maison.</p>                   |    |    |
| <p>Dal de sol de la salle de bain d'une Maison</p>       |    |    |
| <p>Dal de sol des toilettes d'une maison.</p>            |   |   |
| <p>La poignée d'un bidon des toilettes d'une maison.</p> |  |  |
| <p>Le joint du congélateur</p>                           |  |  |

## 1.2. Purification des moisissures

La purification des moisissures, nous a permis de réaliser une collection de moisissures qui contaminent les différentes surfaces testées dans cette étude. A partir de cette collection, nous avons choisi de travailler dans une première étape, sur les colonies ayant une couleur noire et grise, qui sont connues pour être les principales moisissures qui causent les taches observées sur les différentes surfaces. Les résultats des aspects macroscopiques sont rassemblés dans le tableau 6.

**Tableau 6** : Purification des colonies noires et grises.

| Isolement sur boîte   | Résultats de purification  |   |
|---|--|---|
|   | Purification des Colonies noires   | Purification des Colonies grises  |
|   |   |   |
|  | Purification des colonies grises   | Purification des colonies noires  |
|   |  |  |

Selon Fréalle et al., les prélèvements de surfaces et/ou de matériaux (papier peint, moquette, bois, plâtre, débris de mur) sont les plus fréquemment réalisés. Ils permettent l'identification des espèces présentes en cas de moisissures visibles. Ce type de prélèvements, qui permet une appréciation qualitative (espèces présentes) et éventuellement semi-quantitative (densité) de la contamination fongique (Fréalle et al., 2017).

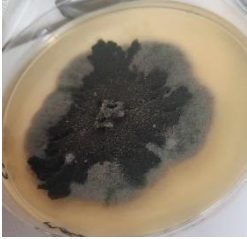
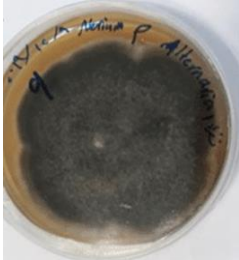

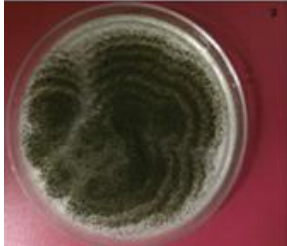
### **1.3. Identification des moisissures**

L'identification des différentes espèces de moisissures purifiées a été réalisée à l'aide de méthodes macroscopiques et microscopiques. Les études macroscopiques fournissent des informations sur les caractéristiques visibles des moisissures (Tab. 7). Les observations microscopiques se concentrent sur les détails précis des cellules et des différentes parties des moisissures (Tab 8). Les résultats présentés concernent les deux champignons choisis.




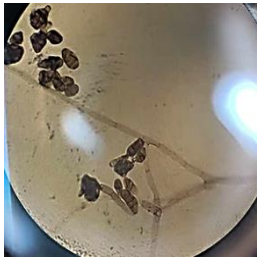
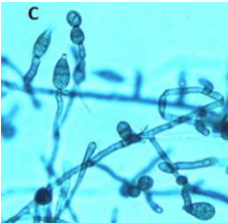

### 1.3.1. Etude macroscopique


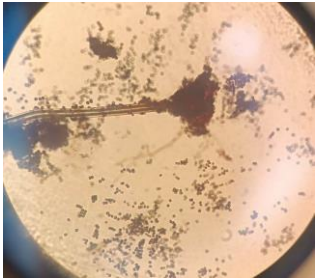
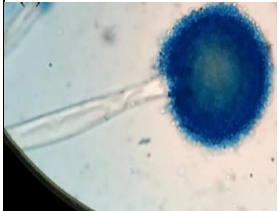
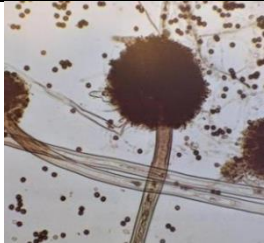
Tableau 7 : Etude Macroscopique des souches fongiques isolées.

| Espèce                      | Milieu de culture | Description   | Aspect macroscopique   | Photo de référence   |
|-----------------------------|-------------------|---|--|--|
| <i>Alternaria alternata</i> | PDA               | <p>-Ce champignon présente un mycélium grisâtre qui devient brun verdâtre ou noir, tacheté de blanc au centre et avec un pourtour plus clair, Il est duveteux et fasciculé.</p> <p>- revers de la boîte, il apparaît brun foncé et toujours fasciculé.</p> <p>Le relief :</p> <p>-<i>Alternaria alternata</i> peut former des colonies plates ou surélevées en surface, mais au revers de la boîte, le relief est non plissé.</p> |  <p><b>Figure 21 :</b> <i>Alternaria alternata</i> (purifié) sur milieu PDA</p> |  <p><b>Figure 22 :</b> Colonie d'<i>Alternaria</i> à l'avert sur PDA (Alfartosy et al., 2021).</p>                    |
| <i>Aspergillus niger</i>    | PDA               | <p>-La croissance d'<i>Aspergillus niger</i> se présente sous forme de colonies initialement blanches, duveteuses à poudreuses, qui deviennent noires à maturité.</p> <p>Le revers des colonies est jaune pâle, parfois avec Des zones concentriques.</p> <p>-le relief : les colonies d'<i>Aspergillus niger</i> sont plates en surface et présentent un relief plissé sur le revers de la boîte.</p>                            |  <p><b>Figure 23 ;</b> <i>Aspergillus niger</i> (purifié) sur milieu PDA</p>   |  <p><b>Figure 24 :</b> Morphologie des colonies d'<i>Aspergillus niger</i> sur PDA (Romero-Cortes et al., 2019).</p> |

### 1.3.2. Etude microscopique

Tableau 8 : Etude Microscopique des souches fongiques isolées.





| Espèce                         | Description  | Aspect microscopique   |  | Photo de référence  |   |
|--------------------------------|--|--|--|---|---|
|                                |  | Coloration   | Etat frais   | Coloration  | Etat frais  |
| <i>Alternaria</i><br><i>sp</i> | <p>-L'observation microscopie révèle la présence de conidies en chaînes. Ces conidies sont pluricellulaires, divisées par des cloisons transversales et longitudinales (dictyospores), de couleur pâle à brun doré et de taille moyenne.</p> <p>-Le thalle est brun, cloisonné et ramifié.</p> |  <p><b>Figure 25 :</b> observation Microscopique (grossissement x100).</p> |  <p><b>Figure 26 :</b> observation microscopique à l'état frais (grossissement x100).</p> |  <p><b>Figure 27 :</b> Conidies et conidiophores d'<i>Alternaria alternata</i> HKB1 = 25µm (Alfartosy et al., 2021).</p> |  <p><b>Figure 28 :</b> conidie de <i>A. alternata</i> à l'état frais (grossissement x40) (Xiaozhe Sun et al., 2023).</p> |



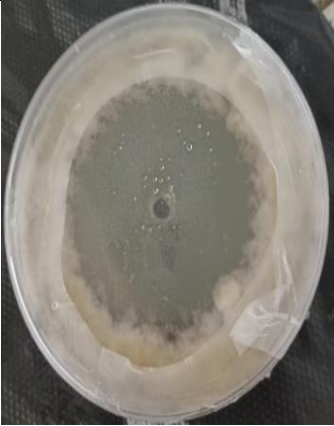
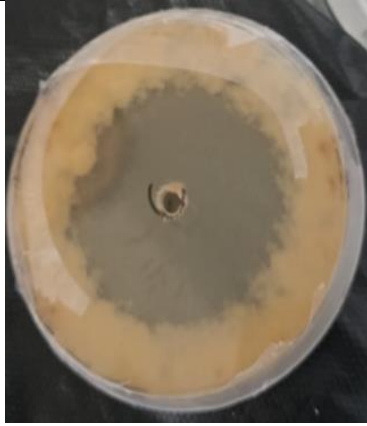
| Espèce                   | Description  | Aspect microscopique  |   | Photo de référence  |   |
|--------------------------|--|---|---|---|---|
| <i>Aspergillus niger</i> | <p>-La tête aspergillaire se caractérise par une structure radiée, formant une vésicule globuleuse contenant de grosses conidies brunes.</p> <p>-Les conidiophores sont longs et lisses, incolore ou brunâtre.</p> | <p><b>Coloration</b></p>  <p><b>Figure 29</b> : observation microscopique d'<i>Aspergillus niger</i> (grossissement x 40).</p> | <p><b>Etat frais</b></p>  <p><b>Figure 30</b> : observation microscopique à l'état frais (grossissement x100).</p> | <p><b>Coloration</b></p>  <p><b>Figure 31</b> : observation microscopique (40X) de (a) <i>A. niger</i> coloré avec le bleu de coton de lactophénol (Sutradhar et al., 2020).</p> | <p><b>Etat frais</b></p>  <p><b>Figure 32</b> : <i>Aspergillus niger</i> sur lame (Samson et al., 2004).</p> |

### 1.4. Test des solutions naturelles

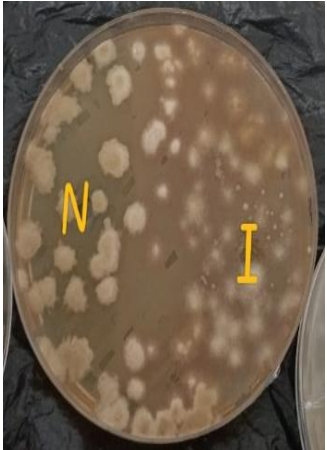
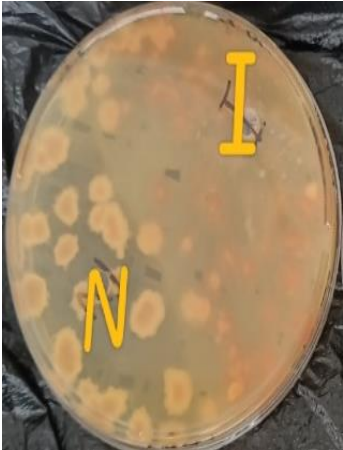
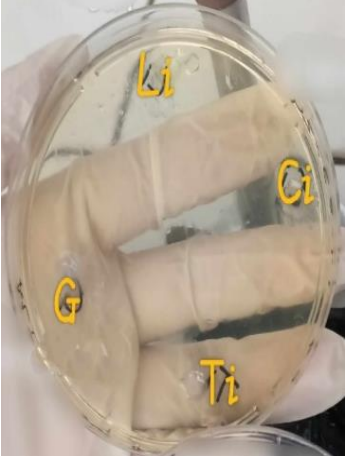



Les activités antifongiques de 21 solutions naturelles testés dans cette étude ont été testées sur *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*. Les résultats ont été obtenus après 48h d'incubation ils sont représentés dans les tableaux 9, 10,11 et 12.

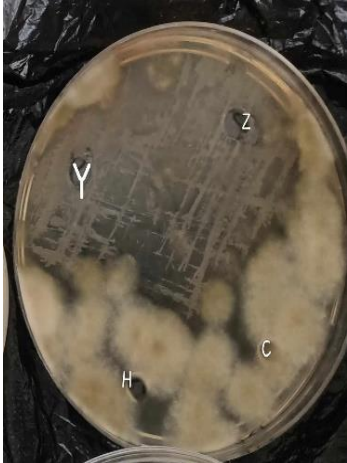




**Tableau 9** : Résultat de l'effet des extraits de plantes sur la croissance d'*Alternaria alternata*.

| solutions naturelles   | <i>Alternaria alternata</i>  |   |  |  |
|--|--|---|--|--|
| Solution R   | Boite 1  |   | Boite 2  |  |
| Solution Y   | Recto  | Verso   | Recto  | Verso  |
| Solution H<br>Solution L<br>Solution Z<br>Solution S<br>Solution N<br>Solution I<br>Solution T |  |  |  |  |

|                       |  |   |  |
|-----------------------|--|---|--|
| <p>Solution<br/>V</p> |   |   |  |
| <p>Solution<br/>C</p> |  |  |  |



|   |  |   |  |  |
|---|--|---|--|--|
| <p>Solution<br/>hN<br/>Solution<br/>Hi</p>  |   |   |  |  |
| <p>Solution<br/>G<br/>Solution<br/>Ci<br/>Solution<br/>Ti<br/>Solution<br/>Li</p> |  |  |  |  |

|   |  |  |   |   |
|---|--|--|---|---|
| <p>Solution hY<br/> Solution hZ<br/> Solution Hh<br/> Solution Hc</p> |   |  |  |  |
| <p>Témoin</p>   |  |  |   |   |

**Tableau 10** : Niveau d'inhibition des différentes solutions sur *Alternaria alternata*.

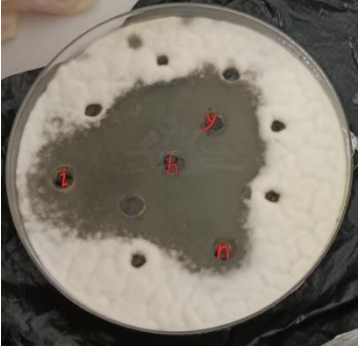

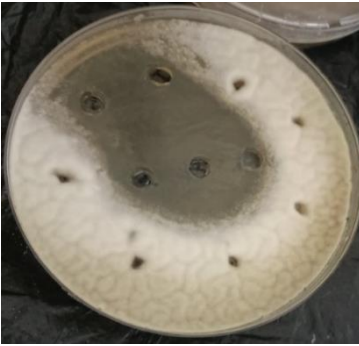
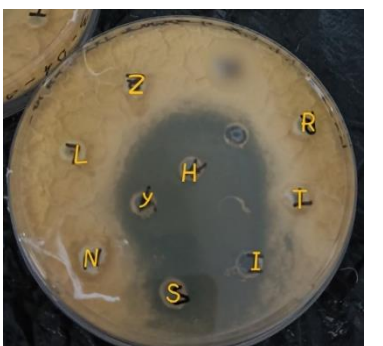
| solutions<br>naturelles | Résultats |         |
|-------------------------|-----------|---------|
|                         | Boite 1   | Boite 2 |
| <b>Solution R</b>       | ++        | +       |
| <b>Solution Y</b>       | +++       | +++     |
| <b>Solution H</b>       | +++       | +++     |
| <b>Solution L</b>       | +++       | /       |
| <b>Solution Z</b>       | +++       | +       |
| <b>Solution S</b>       | ++        | +++     |
| <b>Solution N</b>       | +++       | ++      |
| <b>Solution I</b>       | +++       | +++     |
| <b>Solution T</b>       | + -       | +       |
| <b>Solution V</b>       | ++        |         |
| <b>Solution C</b>       | ++++      |         |
| <b>Solution G</b>       | +++       | +++     |
| <b>Solution Ci</b>      | +++       | +++     |
| <b>Solution Ti</b>      | +++       | +++     |
| <b>Solution Li</b>      | +++       | -       |
| <b>Solution hN</b>      | + -       |         |

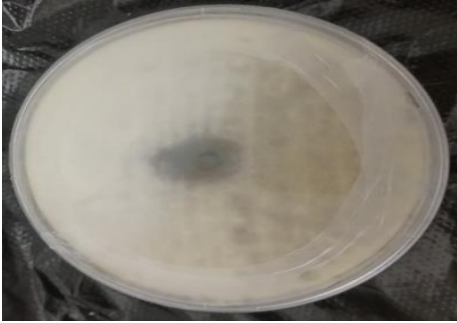
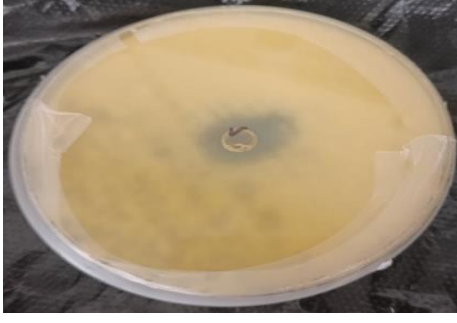




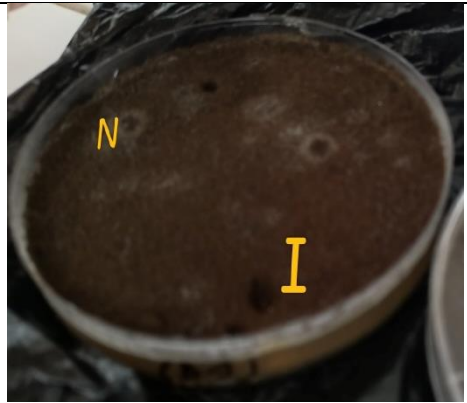

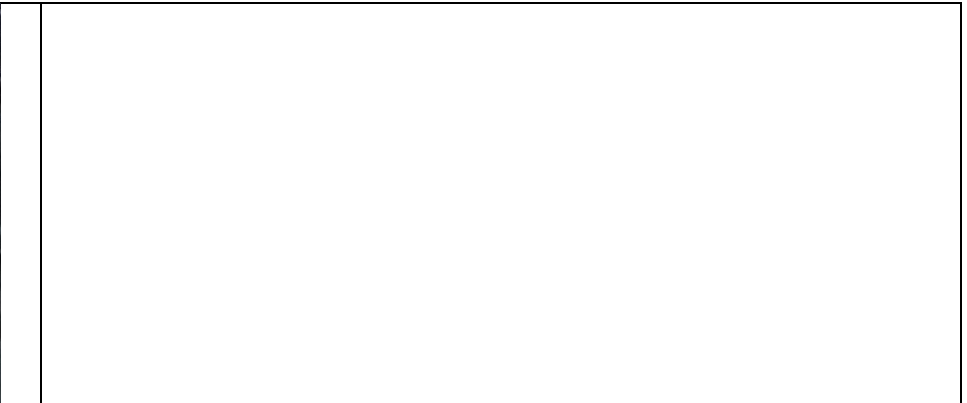
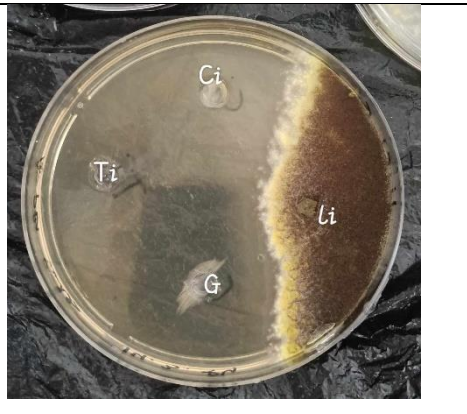
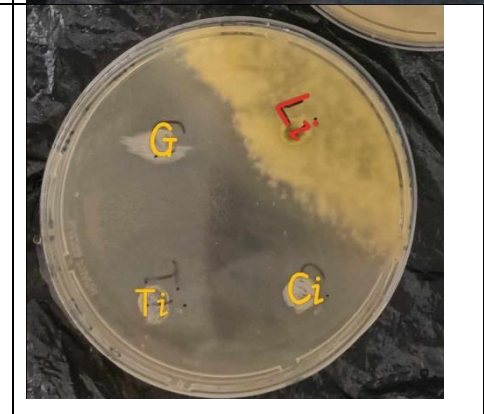


|                    |    |    |
|--------------------|----|----|
| <b>Solution hI</b> | +- |    |
| <b>Solution hY</b> | ++ | ++ |
| <b>Solution hZ</b> | ++ | ++ |
| <b>Solution hH</b> | +- | ++ |
| <b>Solution hC</b> | +- | ++ |






+ : Faible inhibition de la croissance de l'isolat fongique ; ++ : Inhibition moyenne de la croissance de l'isolat fongique ; +++ : Grande inhibition de la croissance de l'isolat fongique ; ++++ : Très grande inhibition de la croissance de l'isolat fongique ; +- : Dégradation de la couleur des moisissures ; - : Aucune inhibition de la croissance de l'isolat fongique

**Tableau 11** : Effet des solutions naturelles sur la croissance d'*Aspergillus niger*.

|                          |   |  |   |   |
|--------------------------|---|--|---|---|
| Les solutions naturelles | <i>Aspergillus niger</i>  |  |   |   |
| Solution R               | Boite 1   |  | Boite 2   |   |
| Solution Y               | Recto   | Verso  | Recto   | Verso   |
| Solution H               |  |  |  |  |
| Solution L               |   |  |   |   |
| Solution Z               |   |  |   |   |
| Solution S               |   |  |   |   |
| Solution N               |   |  |   |   |
| Solution I               |   |  |   |   |
| Solution T               |   |  |   |   |

|                       |  |   |  |
|-----------------------|--|---|--|
| <p>Solution<br/>V</p> |  A petri dish containing a light-colored, semi-transparent agar medium. A small, dark, circular spot is visible in the center of the dish.  |  A petri dish containing a yellowish, semi-transparent agar medium. A small, dark, circular spot is visible in the center of the dish.  |  |
| <p>Solution<br/>C</p> |  A petri dish containing a light-colored, semi-transparent agar medium. A large, dark, circular spot is visible in the center of the dish. |  A petri dish containing a yellowish, semi-transparent agar medium. A large, dark, circular spot is visible in the center of the dish. |  |

|   |  |   |  |  |
|---|--|---|--|--|
| <p>Solution<br/>hN<br/>Solution<br/>Hi</p>  |   |   |   |  |
| <p>Solution<br/>G<br/>Solution<br/>Ci<br/>Solution<br/>Ti<br/>Solution<br/>Li</p> |  |  |  |  |

|  |   |  |   |   |
|--|---|--|---|---|
| <p>Solution<br/>hY<br/>Solution<br/>hZ<br/>Solution<br/>Hh<br/>Solution<br/>hC</p> |  |  |  |  |
| <p>Témoin</p>  |  |  |   |   |

**Tableau 12 :** Niveau d'inhibition des différentes solutions sur *Aspergillus niger*.

| solutions<br>naturelles | Résultats |         |
|-------------------------|-----------|---------|
|                         | Boite 1   | Boite 2 |
| <b>Solution R</b>       | -         | -       |
| <b>Solution Y</b>       | +++       | ++      |
| <b>Solution H</b>       | +++       | +++     |
| <b>Solution L</b>       | -         | -       |
| <b>Solution Z</b>       | -         | -       |
| <b>Solution S</b>       | -         | ++      |
| <b>Solution N</b>       | ++        | -       |
| <b>Solution I</b>       | ++        | ++      |
| <b>Solution T</b>       | -         | -       |
| <b>Solution V</b>       | ++        |         |
| <b>Solution C</b>       | ++++      |         |
| <b>Solution G</b>       | +++       | +++     |
| <b>Solution Ci</b>      | +++       | +++     |
| <b>Solution Ti</b>      | +++       | +++     |
| <b>Solution Li</b>      | +-        | +-      |
| <b>Solution hN</b>      | -         | -       |
| <b>Solution hI</b>      | -         | -       |

|                        |   |   |
|------------------------|---|---|
| <b>Solution<br/>hY</b> | - | - |
| <b>Solution<br/>hZ</b> | - | - |
| <b>Solution<br/>hH</b> | - | - |
| <b>Solution<br/>hC</b> | - | - |

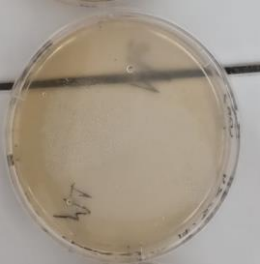
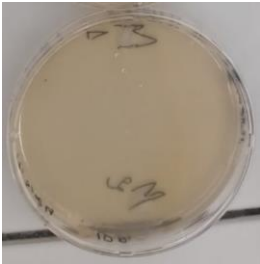
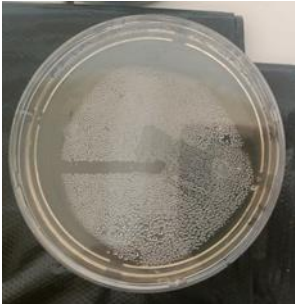
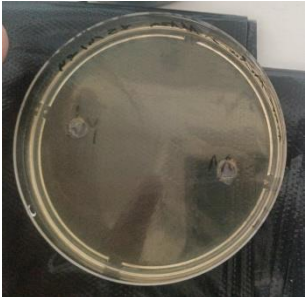
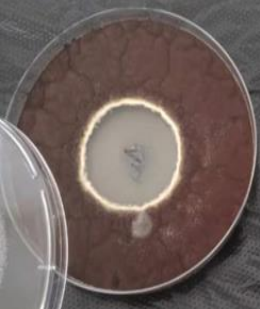

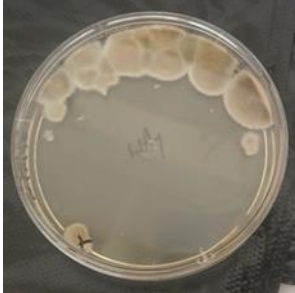

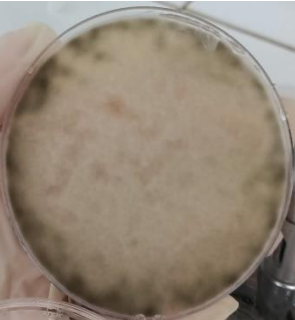
+ : Faible inhibition de la croissance de l'isolat fongique ; ++ : Inhibition moyenne de la croissance de l'isolat fongique ; +++ : Grande inhibition de la croissance de l'isolat fongique ; ++++ : Très grande inhibition de la croissance de l'isolat fongique ; +- : Dégradation de la couleur des moisissures ; - : Aucune inhibition de la croissance de l'isolat fongique.

### **1.5. Effet des mélanges des solutions naturelles sur la croissance fongique**

Après avoir examiné l'activité antifongique de chaque solution individuellement, nous avons exploré les effets synergiques entre ces solutions. L'effet de plusieurs combinaisons des solutions naturelles, sur la croissance de *Alternaria alternata* et *Aspergillus niger* ont été évalués après 48 heures et 15 jours d'incubation. Ils sont représentés dans voir les résultats après 48h et 15 jours pour évaluer la résistance des souches. Les résultats sont présentés dans les tableaux 13 et 14.



**Tableau 13 :** Effet des mélanges d'extraits de plantes sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 48h d'incubation.

| Mélanges   | Résultats   |   |  |   |
|------------|---|---|--|---|
|            | <i>Aspergillus niger</i>  |   | <i>Alternaria Alternata</i>  |   |
|            | Boite 1   | Boite 2   | Boite 1  | Boite 2   |
| M 1 et M 2 |    |    |    |  |
| M 4        |  |  |  |   |
| Témoin     |  |   |  |   |






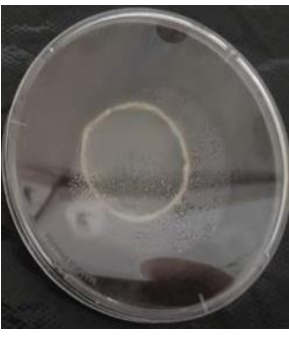





**Tableau 14** : Niveaux d'inhibition des mélanges des solutions naturelles sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 48h d'incubation.

|                 | <b>Résultats</b>         |                             |
|-----------------|--------------------------|-----------------------------|
| <b>Mélanges</b> | <i>Aspergillus niger</i> | <i>Alternaria Alternata</i> |
| <b>M 1</b>      | ++++                     | ++++                        |
| <b>M 2</b>      | ++++                     | ++++                        |
| <b>M 4</b>      | +++                      | ++++                        |

+ : Faible inhibition de la croissance des moisissures ; ++ : Inhibition moyenne de la croissance des moisissures ; +++ : Grande inhibition de la croissance des moisissures ; ++++ : Très grande inhibition de la croissance des moisissures ; +- : Dégradation de la couleur des moisissures ; - : Aucune inhibition de la croissance des moisissures

**Tableau 15** : Effet des mélanges des solutions naturelles sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 15 jours d'incubation.

|                   | <b>Résultats</b>  |   |  |  |
|-------------------|---|---|--|--|
| <b>Mélanges</b>   | <i>Aspergillus niger</i>  |   | <i>Alternaria Alternata</i>  |  |
|                   | Boite 1   | Boite 2   | Boite 1  | Boite 2  |
| <b>M 1 et M 2</b> |   |   |   |  |
| <b>M 4</b>        |  |  |  |  |
| <b>Témoin</b>     |  |   |  |  |

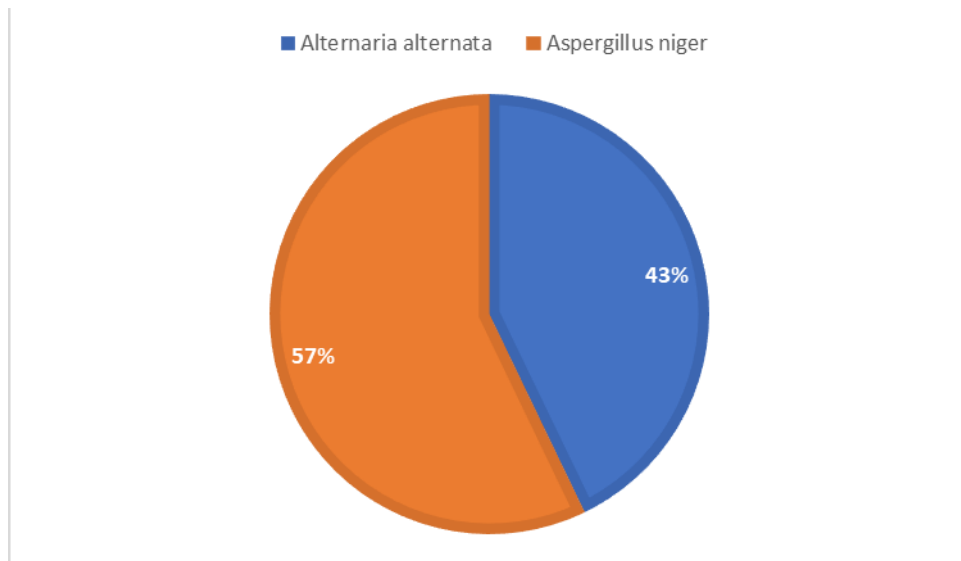
**Tableau 16 :** Niveau d'inhibition de chaque mélange des solutions naturelles sur *Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 15 jours d'incubations.

| Mélanges | Résultats                |                             |
|----------|--------------------------|-----------------------------|
|          | <i>Aspergillus niger</i> | <i>Alternaria Alternata</i> |
| M 1      | ++++                     | ++++                        |
| M 2      | ++++                     | ++++                        |
| M 4      | +++                      | -                           |

+ : Faible inhibition de la croissance des moisissures ; ++ : Inhibition moyenne de la croissance des moisissures ; +++ : Grande inhibition de la croissance des moisissures ; ++++ : Très grande inhibition de la croissance des moisissures ; +- : Dégradation de la couleur des moisissures ; - : Aucune inhibition de la croissance des moisissures

## 2. Discussion

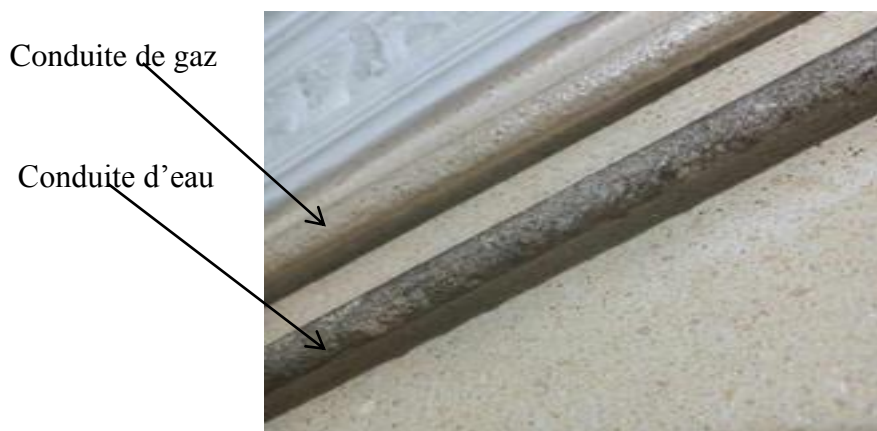
Les résultats montrent que deux souches fongiques principales identifiées comme étant *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*, sont responsables dans l'apparition des taches noires observées sur les différentes surfaces inertes dans les onze sites étudiés. On a identifié *Alternaria alternata* dans 6 endroits différents et *Aspergillus niger* dans 8 endroits. En outre, l'analyse de l'air a mis en évidence la présence d'*Alternaria alternata* dans l'air du laboratoire et d'*Aspergillus niger* dans l'air d'une demeure. L'importance de ces deux souches sur les surfaces inertes et dans l'air intérieur est mise en évidence dans ces travaux. Il apparaît que la souche *Alternaria alternata* est plus présente que *Aspergillus niger* avec 57 isolats contre 43 (Fig. 33).



**Figure 33** : Nombres de champignons répartis par endroits d'isolement.

La présence de ces deux moisissures (*Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*) sur les surfaces inertes soit probablement liée à divers facteurs, notamment l'humidité.

En effet, les endroits où ces moisissures ont été isolées présentent des niveaux d'humidité élevée. Ces deux moisissures sont habituellement connues de préférer les milieux humides, ce qui explique leur présence dans ces zones. Par exemple, une observation des conduites d'eau et de gaz a montré que les conduites d'eau étaient couvertes de noir, tandis que les conduites de gaz étaient propres (Fig. 34). Cette constatation confirme que l'humidité joue un rôle essentiel dans la croissance de ces moisissures.



**Figure 34** : Conduites d'eau contaminées par les moisissures et conduite et de gaz propre.

Par ailleurs, *Aspergillus niger* peut aussi proliférer dans des milieux à faible humidité, car il est également xérophile. Sa présence dans huit endroits par rapport à *Alternaria alternata* pourrait expliquer cette constatation.

En outre, les défauts de construction des bâtiments, comme les problèmes d'étanchéité, favorisent également la diffusion des moisissures. Par exemple, au Laboratoire 11, on a constaté des problèmes d'étanchéité importants, ce qui a favorisé la prolifération de ces deux moisissures, surtout *Alternaria alternata* (Fig. 35). Ces résultats sont identiques à ceux de (CCHST, 2021)., qui constatent une corrélation directe entre les imperfections de construction et la propagation des moisissures dans les édifices.



**Figure 35** : Problème de taches noires sur le mur du laboratoire 11 (bloc des sciences).

De plus, la température joue également un rôle essentiel dans l'évolution de ces moisissures, qui peuvent se développer à une plage de températures, allant de 2°C à 60°C. En raison de leur aptitude à s'adapter à différentes températures, *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata* peuvent coloniser différents environnements, qu'ils soient froids ou chauds. Cela explique en partie la présence ubiquitaire de ces éléments dans les différents lieux étudiés.

En faisant une comparaison entre notre étude et celle de (CSHPF et la santé respiratoire France, Année ?) et le rapport du CSHPF (2006), nous constatons des similitudes et des disparités significatives.

D'après le rapport du CSHPF (2006), on retrouve dans les milieux intérieurs des moisissures telles qu'*Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*. Ces résultats sont confirmés par notre étude

qui a également identifié ces deux espèces comme étant prédominantes sur les surfaces inertes.

Cependant, le rapport du CSHPF (2006) fait état d'une plus grande variété d'espèces fongiques, dont d'autres espèces du genre *Aspergillus* (*A. fumigatus*, *A. versicolor*, *A. flavus*, *A. nidulans*, *A. glaucus*), ainsi que des genres *Penicillium* et *Cladosporium*, entre autres. On peut expliquer ces différences par les méthodes de détection et de culture plus diversifiées employées dans leur étude, qui pourraient permettre de repérer une plus grande diversité d'espèces.

En outre, d'après Santé Respiratoire France, les espèces de moisissures les plus courantes sont *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Alternaria* et *Stachybotrys*. Nous avons confirmé ces observations en identifiant *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata* comme des moisissures prédominantes dans notre étude.

Nous pouvons expliquer la prédominance d'*Aspergillus niger* et d'*Alternaria alternata* dans notre étude par :

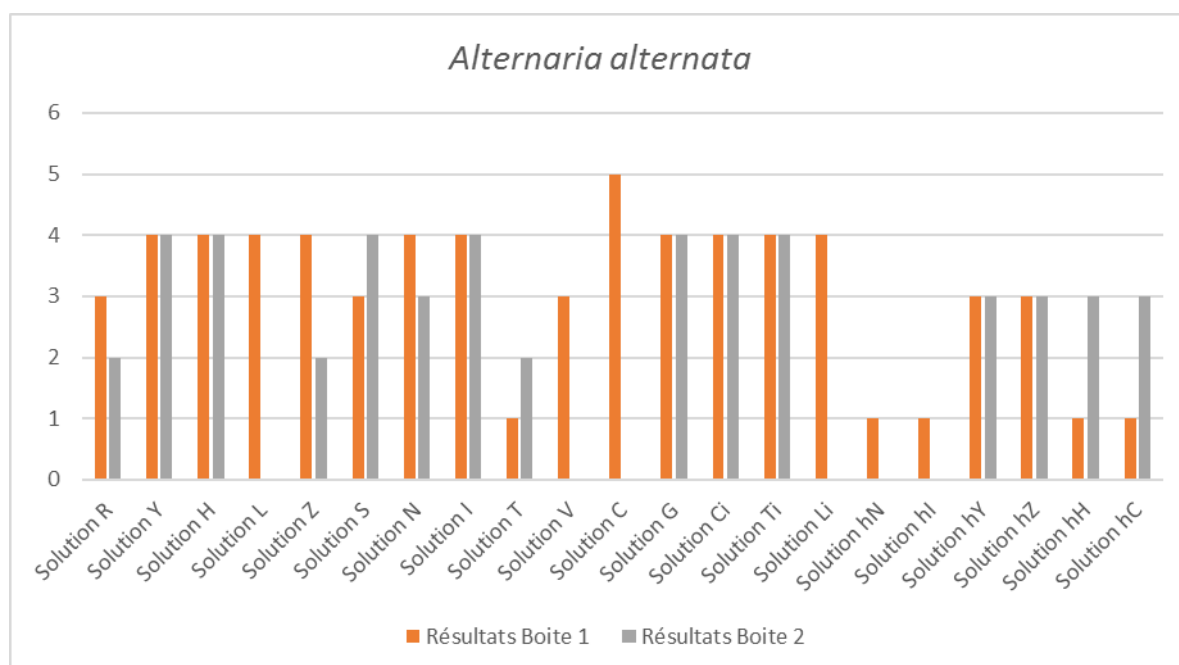
- Des conditions de croissance particulières favorisant ces espèces sur les surfaces examinées.
- Ces résultats pourraient également être influencés par nos méthodes de détection, mettant en évidence l'importance d'utiliser des techniques supplémentaires afin d'obtenir une identification plus complète.

De plus, nous avons particulièrement étudié les moisissures qui forment des colonies noires et qui causent des taches noires sur les surfaces inertes, ce qui pourrait expliquer la prédominance de ces deux espèces dans nos résultats.

Le taux d'inhibition d'*Alternaria alternata* varie d'une solution à l'autre en comparaison avec le témoin, car l'effet des solutions commence à de petites concentrations et les zones d'inhibition augmentent considérablement avec l'augmentation du volume de ces solutions. Ainsi, *Alternaria alternata* a montré une sensibilité à toutes les solutions utilisées, confirmant leur effet inhibiteur.

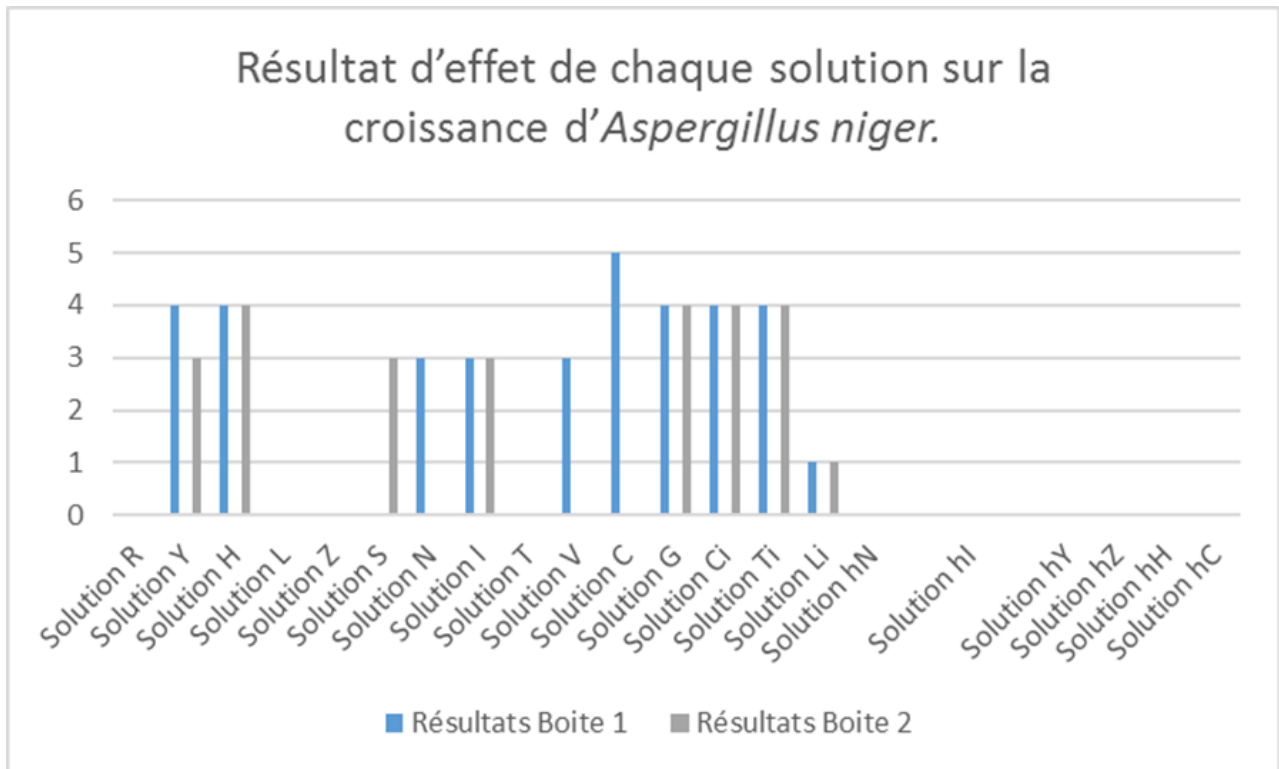
La différence dans le taux d'inhibition d'une solution à l'autre peut être due à leur composition chimique différente ou à l'interaction des composés avec le milieu de culture ou entre eux, ce qui peut diminuer ou augmenter leur efficacité à inhiber la croissance de ce champignon. De plus, *Alternaria alternata* et d'autres champignons ont des niveaux de tolérance variables envers les différents composés présents dans les solutions, ce qui cause une variation dans l'inhibition.

Les solutions Y, H, I, G, Ci et hZ, hY montrent une inhibition similaire dans les deux boîtes, tandis que les solutions T, N, S, Z, R, hH, hC présentent une variation notable entre les résultats des deux boîtes, ce qui pourrait être dû à de légères différences dans les conditions expérimentales. La meilleure inhibition de la croissance d'*Alternaria alternata* est obtenue avec les solutions C et les solutions hY, hZ, hH, hC, malgré l'utilisation du même volume dans toutes les boîtes. Cela peut être attribué à la concentration et au type des composés actifs, ainsi qu'à leur stabilité chimique et leur capacité à pénétrer les parois cellulaires des champignons et à perturber leurs processus vitaux. Tous ces facteurs jouent un rôle majeur dans l'efficacité de ces solutions, contrairement aux solutions T, hL, hI qui ont montré la plus faible inhibition (Fig. 36).



**Figure 36** : Effet des solutions naturelles sur la croissance d'*Alternaria alternata*.

Les solutions R, L, Z, T, Li, hN, hI, hY, hH et hC n'ont montré aucun effet inhibiteur sur la croissance d'*Aspergillus niger*. Cela peut être dû au fait que ces solutions ne contiennent pas de composés ayant des propriétés antifongiques contre *Aspergillus niger*, ou que ce dernier a développé une résistance à ces composés (Fig. 37).



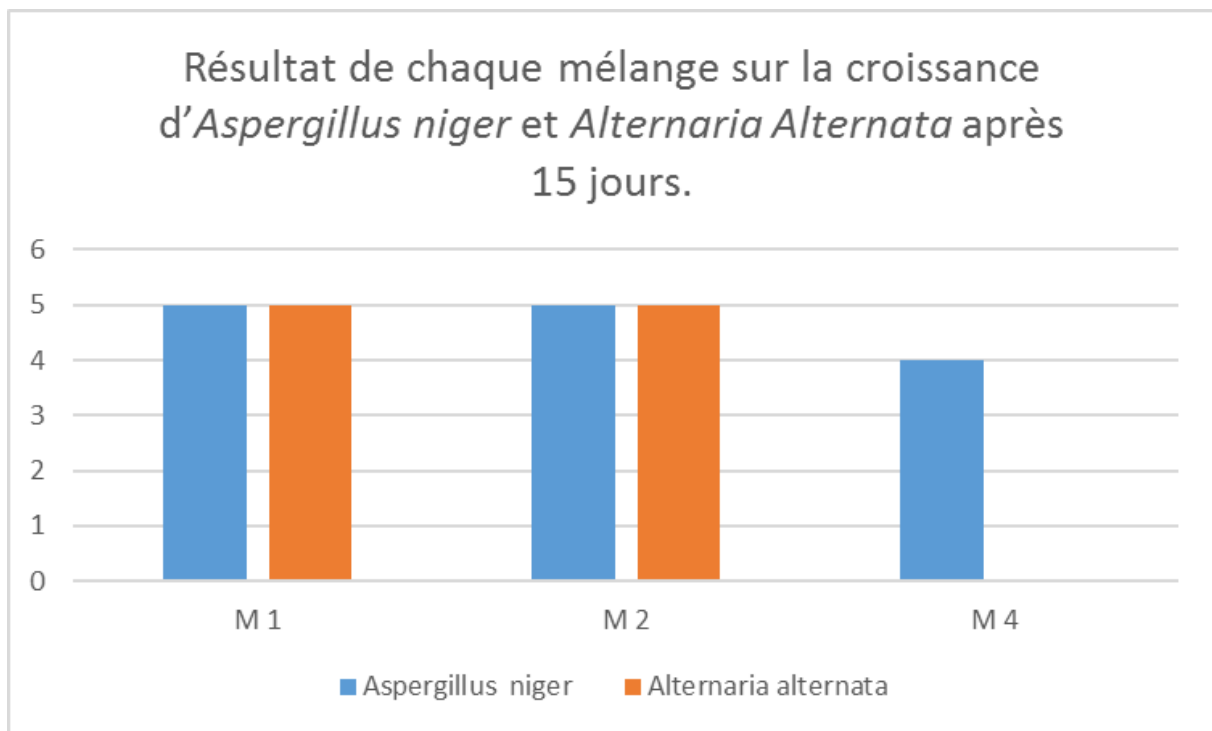
**Figure 37 :** Effet des solutions 1 et 2 sur la croissance d'*Aspergillus niger*.

La concentration de ces composés dans les solutions pourrait probablement être trop faible pour avoir un effet inhibiteur significatif.

Les résultats montrent qu'*Alternaria alternata* présente une sensibilité étendue aux différentes solutions avec des effets inhibiteurs variés, tandis qu'*Aspergillus niger* a montré une résistance à certaines solutions. Après avoir préparé un mélange réunissant les solutions qui ont montré la plus grande capacité à inhiber la croissance des espèces fongiques utilisées, il a été constaté que le mélange inhibait totalement la croissance de *Alternaria alternata* et *Aspergillus niger* par rapport à l'utilisation de chaque solution individuellement (Fig. 38). Cela peut s'expliquer par plusieurs raisons. La synergie entre les composants actifs de chaque solution augmente l'efficacité du mélange pour inhiber les champignons, donnant un résultat supérieur à la somme des effets de chaque composant pris séparément. Chaque solution peut contenir des substances actives agissant sur différents aspects des champignons, comme la paroi cellulaire, le noyau, les protéines ou les processus métaboliques. En combinant les solutions, on cible les champignons sous plusieurs angles simultanément, augmentant ainsi l'efficacité de l'inhibition.

L'utilisation d'un mélange réduit la probabilité que les champignons développent une résistance à un seul composant, car la diversité des substances rend plus difficile l'adaptation et la mise en place de mécanismes de résistance contre tous les composants à la fois.





**Figure 38** : Effet du mélange sur la croissance d'*Aspergillus niger* et *Alternaria Alternata* après 15 jours d'incubation.

# Conclusion

## Conclusion

La capacité des moisissures à survivre dans des environnements humides, à différentes températures, ainsi que dans des endroits présentant des problèmes d'étanchéité, incite les gens à se munir de techniques et moyens de défenses, afin d'endiguer et stopper ce fléau responsable de graves maladies et de problème d'environnement sérieux. L'importance de mettre sur place des stratégies écologiques et naturelles semble plus que nécessaire.

Au terme de cette étude, il apparait que deux moisissures sont les plus incriminées dans l'apparition des taches sur les murs que ce soit d'intérieur ou d'extérieurs. L'isolement et l'identification de ces deux moisissures, nous a permis de les assigner aux espèces *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*. Ce constat est identique à plusieurs régions du monde, où ces deux espèces sont le plus souvent responsables des mêmes contaminations sur les différentes surfaces inertes.

Les résultats obtenus dans cette étude, ont démontré que certaines solutions extraites de plantes ainsi que leurs combinaisons peuvent entraîner une inhibition totale de la croissance de ces deux moisissures.

Grâce à cette approche novatrice et durable, une solution prometteuse est proposée pour résoudre les problèmes de moisissures sur les surfaces. Ces produits naturels ont montré une efficacité inégalable comparativement à certains produits de synthèse considérée très toxiques.

Plusieurs perspectives d'utilisation de ce cocktail sont envisageables. L'emploi de ce produit peut être utilisé sur les tuyauteries, sur les meubles, sur les réfrigérateurs, sur les congélateurs, sur les surfaces lisses comme les dalles de sol ou la faïence et la céramique et dans bien d'autres applications. Cela contribue également à améliorer la qualité de l'air intérieur et par conséquent, de préserver la santé publique et réduire les impacts environnementaux.

# **Références**

# **Bibliographiques**

## Références Bibliographiques

1. Achetbi H., Amiri S. et Lahlali R. (2021). Les Alternarioses (*Alternaria* spp.) des agrumes : Diagnostic et méthodes de lutte. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 9(2), p : 158-169
2. Achour Otmane S. (2019). Mise en évidence de champignons du sol sous *Peganum harmala* L. de la région de Laghouat (Algérie). Mémoire Master Recherche : Biodiversité et Ecologie Végétale. Université de Mouloud Mammeri, 65
3. Ajmal M., Hussein A., Nanasi E. et Chen H. (2022). Strategies for Controlling the Sporulation in *Fusarium* spp. *Journal of fungi*, 9(1), p: 9-10
4. Alfartosy, E. H. B., Al-Saadoon, A. H., and Abdullah, A. S. (2021). Screening of Some Iraqi Plants for Fungal Species Producing Paclitaxel Anti-Cancer Drug. *Annals of R.S.C.B.*, 25(6), 5209-5223
5. ANSES. Moisissures dans le bâti : Avis de l'Anses. Rapport d'expertise collective. Juin 2016. Édition scientifique. Avis et rapport révisés en octobre 2016.
6. Athamena S., Chalghem I., Kassah-Laouar A., Laroui S. et Khebri S. (2010). Activité anti-oxydante et antimicrobienne d'extraits de *Cuminum cyminum* L. *Lebanese Science Journal*, 11(1)
7. Babadoost M. (2018). *Fusarium: Historical and Continued Importance. Fusarium-Plant Diseases, Pathogen Diversity, Genetic Diversity, Resistance and Molecular Markers*. USA : Askun T
8. Babajanzadeh, B., Sherizadeh, S., Ranji, H. (2019). Detergents and surfactants: a brief review. *Science and Engineering Complex, Padideh Shimi Gharb Industrial Group, Iran*, 3(3), pages 94–99.
9. Bandoni et Seifert. Moisissure [en ligne]. (Page consultée le 28/04/2024). <https://www.thecanadianencyclopedia.ca/fr/article/moisissure>.
10. Basset. et Laffont. (2011). Les contaminations fongiques. La Lettre de l'OCIM [en ligne], (consulté le 19 avril 2019). <http://journals.openedition.org/ocim/994>.
11. Baudoux D. (2020). Aromathérapie : 100 huiles essentielles. Paris : Dunod. 544 p.- (les nouveaux chemins de la santé)
12. Benzemari Q. et Hamlaoui K. (2022). Utilisation de quelques nanoparticules comme moyen de lutte contre les infections microbiennes. Mémoire Master Recherche : Microbiologie et hygiène hospitalière. Frères Mentouri., 65 p.
13. Beziane, A. (2019). Activité antifongique et antibactérienne des extraits bruts de *Trichoderma atroviride*. Mémoire Master Recherche : Microbiologie appliquée. Mohamed Khider, 28 p.

14. Blaize M., Normand A.C., Fekkar A. et Piarroux R. (2021). Identification des moisissures au laboratoire de routine hospitalière. *ScienceDirect*, 2021(529), p : 58-65

15. Boubrit. et Boussad. Détermination "in vitro " du pouvoir antibactérien des huiles essentielles d'eucalyptus, myrte, clous de girofle et sarriette, et leur application à la conservation de la viande fraîche type hachée [en ligne]. (Page consultée le 21/05/2024). [https://www.memoireonline.com/10/11/4897/m\\_Determination-in-vitro--du-pouvoir-antibacterien-des-huiles-essentielle-deucalyptus-myrte-15.html](https://www.memoireonline.com/10/11/4897/m_Determination-in-vitro--du-pouvoir-antibacterien-des-huiles-essentielle-deucalyptus-myrte-15.html).

16. Bouguerra A., Himed L. et Barkat M. (,2014). Étude de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle extraite des écorces de Citrus reticulata. *Société Algérienne de Nutrition*, 3(1), p : 32-39

17. Bouhafs. Les bactéries hautement résistantes émergentes [en ligne]. (Page consultée le 21/05/2024). Disponible sur :

[https://www.memoireonline.com/03/23/13947/m\\_Les-bactries-hautement-rsistantes-mergentes34.html](https://www.memoireonline.com/03/23/13947/m_Les-bactries-hautement-rsistantes-mergentes34.html).

18. Boukhedenna N., Merouane I. (2014). Production de la pénicilline V et G in vitro par *Penicillium chrysogenum*. Mémoire Master Recherche : Biotechnologie des Mycètes. Université des Frères Mentouri, 38 p.

19. Boulestreau H., Bousseau A., Castel O., Cavalié L., Malavaud S., Manton B., Marty N., Mounier M., Pestourie N. et Rogues A.M. (2016). Surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé : Guide de bonnes pratiques. France : CCLIN sud-est. 125 p.

20. Boutin-Forzano S., Charpin-Kadouch C., Guitaa M., Dumon H., Charpin D. (2006). Audit environnemental des logements : intérêt d'identifier la ou les moisissure(s) en cause. *Revue française d'allergologie et d'immunologie clinique*, 46(2), 197-203.

21. Brantschen C.V. (2021). Moisissures dans les habitations : une brochure pour les habitants, les locataires et les bailleurs. Berne : Office fédéral de la santé publique. 14 p.- (Brochure informatif)

22. Caillaud, D. et al. (2006). *Contaminations fongiques en milieux intérieurs : diagnostic, effets sur la santé respiratoire, conduites à tenir*. Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France, Groupe de travail « Moisissures dans l'habitat ».

23. Castaldi S., Zorrilla J.G., Petrilla C., Russo M.T., Amborosino P., Masi M., Cimmino A. et Istitato R. (2023). *Alternaria alternata* Isolated from Infected Pears (*Pyrus communis*) in Italy Produces Non-Host Toxins and Hydrolytic Enzymes as Infection Mechanisms and Exhibits Competitive Exclusion against *Botrytis cinerea* in Co-Infected Host Fruits. *Journal of Fungi*, 9(3)

24. Centre canadien d'hygiène et de sécurité au travail (CCHST). Pourquoi un produit chimique est-il toxique? [en ligne]. (consulté le 31 mai 2024). Disponible à : <https://www.cchst.ca/oshanswers/chemicals/poisonou.html>.
25. Centre canadien d'hygiène et de sécurité au travail (CCHST). Qualité de l'air intérieur - Moisissures et champignons [en ligne]. (Consulté le 3 juin 2024). [https://www.cchst.ca/oshanswers/chemicals/iaq/iaq\\_mould.html](https://www.cchst.ca/oshanswers/chemicals/iaq/iaq_mould.html).
26. Centre canadien d'hygiène et de sécurité au travail. Qualité de l'air intérieur -Moisissures et champignons [en ligne]. (Page consultée le 26/04/2024). [https://www.cchst.ca/oshanswers/chemicals/iaq/iaq\\_mould.html](https://www.cchst.ca/oshanswers/chemicals/iaq/iaq_mould.html).
27. Centre de recherche et d'observation des conditions de vie France (CREDOC).
28. Chabasse D., Bouchara J.P., De Gentile L., Brun S. et Pen P. (2002). Les moisissures d'intérêt médical. Dans : Bedossa A. Formation Biologie médicale. Paris : Bioforma, p : 78.
29. Chaturvedi, A. D., & Tiwari, K. L. (2013). Effect of Household Detergents (Surfactants) Degraded through Aquatic Fungi. *Recent Research in Science and Technology*, 5(5), 12-16
30. Chen T. A Revue rapide des effets sur la santé associée à l'exposition aux désinfectants dans le contexte de la pandémie de COVID-19. Vancouver, C.-B. : Centre de collaboration nationale en santé environnementale. 2020 octobre. Disponible sur : <https://ncceh.ca/>.
31. CHERIET C., Benfadel K. (2021). Caractérisation des champignons d'importance médicale. Mémoire Master Recherche : Mycologie et Biotechnologie fongique. Université des Frères Mentouri, 45 p.
32. Cruz D.R., Leandro L.F. et Mankvold G.P. (2019). Effects of Temperature and pH on *Fusarium oxysporum* and Soybean Seedling Disease. *Plant Disease*, 103(12), p:3234-3243
33. D'Amato, S., Serio, A., López, C. C., & Paparella, A. (2018). Hydrosols: Biological activity and potential as antimicrobials for food applications. *Food Control*, 86, 126–137
34. D'Halewyn M.-A. (2017). *Penicillium* spp. Institut national de santé publique du Québec [en ligne], (consulté le 1er juin 2024). <https://www.inspq.qc.ca/moisissures/fiches/penicillium-spp>.
35. D'Halewyn, M.-A. (2017). *Aspergillus niger*. *Institut national de santé publique du Québec*, [en ligne]. (Consulté le 31 mai 2024). disponible à :<https://www.inspq.qc.ca/moisissures/fiches/aspergillus-niger>.
36. Dalmás, P. (2012). Guide des eaux florales et hydrolats. Médicis. 208 pages.
37. David C. (2018). Surface contaminées par des moisissures : Que faire. Paris : Institut national de recherche et de sécurité pour la prévention des accidents du travail et des maladies professionnelles. 19 p.

38. Delarras C (2014). Levures et moisissures. Dans : Delarras C. Pratique en microbiologie de laboratoire. Paris : Lavoisier, p : 425-463.

39. Deschempper R. (2017). VARIABILITÉ DE LA COMPOSITION DES HUILES ESSENTIELLES ET INTÉRÊT DE LA NOTION DE CHÉMOTYPE EN AROMATHÉRAPIE. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université d'Aix-Marseille., 160 p.42. 40.

40. D'Halewyn M.-A., Leclerc J.-M., King N., Bélanger M., Legris M., Frenette Y. (2003). Moisissures en milieu intérieur et risque pour la santé. *Institut national de santé publique du Québec* [en ligne], (Consulté le 22 mai 2024). Disponible sur : <https://www.inspq.qc.ca/moisissures-en-milieu-interieur-et-risque-pour-la-sante>.

41. D'Halewyn. et Chevalier. *Alternaria alternata* [en ligne]. (Page consultée le 17/05/2024). <https://www.inspq.qc.ca/moisissures/fiches/alternaria-alternata>.

42. D'Halewyn. et Chevalier. *Fusarium spp* [en ligne]. (page consultée le 17/05/2024). <https://www.inspq.qc.ca/moisissures/fiches/fusarium-spp>.

43. Dufresne P., St-Germain. (2021). Identification des champignons d'importance médicale : Stage de laboratoire. Institut national de santé publique. 61 p.

44. Eun, D.-M., Han, Y.-S., Park, S.-H., Yoo, H.-S., Le, Y. T.-H., Jeong, S., Jeon, K.-J., & Youn, J.-S. (2022). Analysis of VOCs Emitted from Small Laundry Facilities: Contributions to Ozone and Secondary Aerosol Formation and Human Risk Assessment. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 19(22), 15130

45. Fernandez, X., & Casale, A. (2015). Eaux florales et hydrolats - Obtention, composition, conservation et applications.vol. 1, p. 3234.

46. François A., Geert L. (2009). Moisissures : prévention et lutte. Bruxelles : Archives générales du Royaume et Archives de l'État. 20 p. - (Brochures de recommandations et de conseil).

47. Fréalle E., Bex V., Reboux G., Roussel S. et Bretagne S. (2017). Méthodes d'identification et de quantification des moisissures de l'habitat : méthodes classiques, méthodes moléculaires. *Revue des Maladies Respiratoires*, 34(12), p : 1124–1137

48. Ghuffar S., Irshad G., Naz F., & Khan M. A. (2021). Studies of *Penicillium* species associated with blue mold disease of grapes and management through plant essential oils as non-hazardous botanical fungicides. *Green Processing and Synthesis*, 10(1), 21–36

49. Gomes J., Vilarinho C., Duarte M.L. et Brito C. (2011). Cutaneous phaeohyphomycosis caused by *Alternaria alternata* unresponsive to itraconazole treatment. *Hindawi*, 2011(1), p : 3



50. Gouvernement du Canada. Condensation [en ligne]. (Page consultée le 27/04/2024). <https://ressources-naturelles.canada.ca/efficacite-energetique/efficacite-energetique-produits/portes-fenestres-et-puits-de-lumiere/condensation/18940>
51. GUEZLANE-TEBIBEL N., KAHLOUCHE B. et ATHMANI-GUEMOURI S. (2018). MICROBIOLOGIE : TRAVAUX PRATIQUES. Alger : Alger : OPU. 144 p.
52. Guilbert. Formaldéhyde et infections du tractus respiratoire inférieur chez l'enfant [en ligne]. (Page consultée le 14/05/2024). <https://www.inspq.qc.ca/bise/formaldehyde-et-infections-du-tractus-respiratoire-inferieur-chez-l-enfant>
53. Guild S., McDonald M et Strang T. (2004). Prévention des moisissures et récupération des collections : lignes directrices pour les collections du patrimoine. Institut canadien de conservation.
54. Guinard M et al. (2005). Exigences générales concernant la compétence des laboratoires d'étalonnages et d'essais. Paris : AFNOR. 30 p.- (NF EN ISO/CEI 17025)
55. Guiraud, J.-P. (2003). Microbiologie alimentaire. Dunod. 696 pages. - (Hors Collection)
56. Hay, Y.-O. M. (2015). La complexité des simples - Caractérisations chimique et biologique de combinaisons hydrolats-huiles essentielles et huiles essentielles-huiles essentielles pour l'objectivation d'effets conservateurs de produits phytothérapeutiques. Thèse de doctorat, Sciences des Agroressources, Université de Toulouse, 185 pages.
57. Hermon C., Midelet G., Denis C. (2021). Guide sur les bonnes pratiques de prélèvement de surfaces en industrie agro-alimentaire. Paris : ACTIA. 23 p.- (RMT Actia Chlean)
58. Ibe C., Walker L.A., Gow N.A.R., Munro C.A. (2017). Unlocking the Therapeutic Potential of the Fungal Cell Wall: Clinical Implications and Drug Resistance. Dans: Prasad R. (éd.), *Candida albicans: Cellular and Molecular Biology*. Royaume-Uni : Springer, pp. 313-346.
59. ISO 9235 :2013. Matières premières aromatiques naturelles — Vocabulaire [en ligne]. (Consulté le 31 mai 2024). Disponible à : <https://www.iso.org/obp/ui/#iso:std:iso:9235:ed-2>.
60. Khan, R.A. (2022). Detergents. Dans : Hashmi, M.Z., Wang, S., & Ahmed, Z. *Environmental Micropollutants*. Elsevier Inc., pages 117-130.
61. Kogawa, A.C., Cernic, B.G., Couto, L.G.D., Salgado, H.R.N. (2017). Synthetic detergents: 100 years of history. *Saudi Pharmaceutical Journal*, 25(6), 934-938.
62. Krijghsheld, P., Bleichrodt, R., van Veluw, G.J., Wang, F., Müller, W.H., Dijksterhuis, J., & Wösten, H.A.B. (2013). Development in *Aspergillus*. *Studies in Mycology*, 74, 1–29
63. Labadie, C. (2015). Analyse Fine et Stabilisation des Hydrolats de Rose et de Fleur d'Oranger. Thèse de doctorat, Biochimie, Chimie et Technologie des aliments, Université de Montpellier, 220 pages.

64. Lachehab. et Kacemi-Meghfour. (2021). Logement collectif et climat méditerranéen à l'époque moderne. *Méditerranée Revue géographique des pays méditerranéens* [en ligne], vol (132), (page consultée le 29/04/2024). <https://journals.openedition.org/mediterranee/12270>.
65. Laune M. (2011). Qualité de l'air dans les espaces de conservation : impact des moisissures sur la santé. *La Lettre de l'OCIM*, vol (138), p : 55-61
66. Léheust D. (2012). Exposition aux moisissures en environnement intérieur : méthodes de mesure et impacts sur la santé. Thèse de doctorat : Biologie et Science de la Santé. Université de Rennes, 70 p.
67. Lemire, P. (2021). Exposition domestique aux produits de nettoyage et santé respiratoire. Thèse de doctorat : Épidémiologie. Université Paris-Saclay, Université de Versailles -Saint-Quentin-en-Yvelines, 122 pages.
68. Les moisissures dans le logement. Les risques sanitaires de précarité énergétique [en ligne]. (Page consultée le 27/04/2024). <https://www.precarite-energie.org/les-risques-sanitaires-de-la-precarite-energetique-etat-de-l-art-et-fiches/>.
69. Marinier F.C. et Lobstein A. (2013). Composition chimique des huiles essentielles Chemical composition of essential oils. *ScienceDirect*, 52(525), p : 22-25
70. Martins A. (2020). Les huiles essentielles antibactériennes : exemple du thym (thymus). Thèse de doctorat : Sciences pharmaceutiques. Université de Picardie jules verne UFR de pharmacie., 117 p.
71. Maslin, J., Morand, J. J., Ménard, G., & Camparo, P. (2004). Aspergilloses. *Med Trop*, 64, 11-17
72. Méheust D. (2012). Exposition aux moisissures en environnement intérieur : Méthodes de mesure et Impacts sur la santé. Thèse de doctorat : Biologie et Science de la Santé. Université de Rennes 1, 215 pages.
73. MERABET S. (2018). Détermination de la flore fongique du service d'Oncologie Médicale de l'Hôpital de Didouche-Mourad. Mémoire Master Recherche : Microbiologie et Hygiène Hospitalière. Université des Frères Mentouri, 40 p.
74. Meziani A. et Mahcene H. (2017). Activités hydrolases des souches fongiques.
75. Mokobi. *Alternaria alternata* [en ligne]. (Page consultée le 17/05/2024). <https://microbenotes.com/alternaria-alternata/>
76. Moss M. O. (1987). Morphology and Physiology of *Penicillium* and *Acremonium*. Dans: Peberdy J. F. (ed.), *Penicillium and Acremonium*. *New York: Springer Science+Business Media*, pp. 37-71

77. National Center for Biotechnology Information (NCBI). *Alternaria alternata*. NCBI Taxonomy Browser [en ligne], (consulté le 15 avril 2024). <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/datasets/taxonomy/tree/?taxon=5599>.

78. National Center for Biotechnology Information (NCBI). *Aspergillus niger*. NCBI Taxonomy Browser [en ligne], (consulté le 1er juin 2024). <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/datasets/taxonomy/tree/?taxon=5061>.

79. National Center for Biotechnology Information (NCBI). *Fusarium*. NCBI Taxonomy Browser [en ligne], (consulté le 1er juin 2024). <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/datasets/taxonomy/tree/?taxon=5506>.

80. National Center for Biotechnology Information (NCBI). *Penicillium*. NCBI Taxonomy Browser [en ligne], (consulté le 1er juin 2024). <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/datasets/taxonomy/tree/?taxon=5073>.

81. Nisitha S., Balasubramani G., Pradeep J.P. (2022). A Review: Toxic Chemicals Emitted from Air Fresheners & Disinfectants. *International Journal for Research in Applied Science & Engineering Technology (IJRASET)*, vol. 10 (10), p. 1338

82. Nowicki J. (2019). Les dangers de l'utilisation abusive des huiles essentielles. Thèse de doctorat : Sciences pharmaceutiques. Université de Lille 2., 124 p.

83. Pastor F. J et Guarro J. (2008). *Alternaria* infections: laboratory diagnosis and relevant clinical features. *ScienceDirect*, 14(8), p : 734-746

84. Person, A. K., Chudgar, S. M., Norton, B. L., Tong, B. C., & Stout, J. E. (2010). *Aspergillus niger*: an unusual cause of invasive pulmonary aspergillosis. *Journal of Medical Microbiology*, 59, 834–838

85. Pharmacopée française 2012 : Eaux distillées végétales et eaux aromatisées végétales. Agence nationale de sécurité du médicament et des produits de santé (ANSM).

86. Poirot T. (2016). Bon usage des huiles essentielles, effets indésirables et toxicologie. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université de Lorraine., 87 p.

Production par fermentation de cellulase et d'a-amylase par *Penicillium* sp sur substrat solide. Mémoire Master Recherche : Biotechnologie des Mycètes : Fermentation et production de substances fongiques. Frères Mentouri., 60 p.

87. Quatresous, N. (2011). *Aspergillose humaine*. Épidémiologie, diagnostic biologique, contrôle. Thèse pour le diplôme d'état de docteur en pharmacie, Université de Limoges, 129 pages.

88. Reboux G., Bellanger A.-P., Roussel S., Grenouillet F., Millon L., de Blay F. (2011). Moisissures et habitat : risques pour la santé et espèces impliquées. *Revue des Maladies Respiratoires*, 27(2), 169-179.
89. Remki, M., Kehila, F., Bechtoula, H., & Bourzam, A. (2016). Seismic vulnerability assessment of composite reinforced concrete-masonry building. *Earthquakes and Structures*, 11(2), 371-386
90. Rihani A. (2018). Isolement et identification de souches fongiques productrices de lipases extracellulaires destinées à la bio-décontamination. Thèse de doctorat : Microbiologie Appliquée. Badji Mokhtar., 105 p.
91. Roda C. (2012). Exposition domestique à des polluants chimiques de l'air intérieur : modélisation et évaluation de l'impact sur la santé respiratoire chez le jeune enfant. THESE Pour l'obtention du DOCTORAT : SANTÉ PUBLIQUE. Paris Descartes., 1658 p.
92. Romero-Cortes, T., López-Pérez, P. A., Pérez España, V. H., Medina-Toledo, A. K., Aparicio-Burgos, J. E., & Cuervo-Pa, J. A. (2019). Confrontation of *Trichoderma asperellum* VSL80 against *Aspergillus niger* via the effect of enzymatic production. *Chilean J. Agric. Anim. Sci.*, 35(1), 68-80
93. Rossel C. (2016). Moisissures dans le bâti : RAPPORT d'expertise collective. Paris: DGS et DGPR. 345 p.- (Maison-Alfort cedex)
94. Saif F. A., Yaseen S. A., Alameen A. S., Mane S. B., & Undre P. B. (2020). Identification of *Penicillium* species of fruits using morphology and spectroscopic methods. *Journal of Physics: Conference Series*, 1644, 012019
95. Samson, R. A., Hoekstra, E. S., & Frisvad, J. C. (2004). Introduction to Food- and Airborne Fungi. Utrecht : Centraalbureau voor Schimmelcultures. 389 pp.
96. Sante respiratoire France. (2024). Les moisissures, un danger pour votre santé respiratoire. Santé Respiratoire France.
97. Smulders, E., von Rybinski, W., & Nordskog, A. (2011). Laundry Detergents, 1. Introduction. *Ullmann's Encyclopedia of Industrial Chemistry*, vol. 20, pp. 355-389.
98. Sun, X., Wang, C., Gao, X., Wu, X., & Fu, Y. (2023). Characterization of *Alternaria* Species Associated with Black Spot of Strawberry in Dandong, China. *Agronomy*, 13(4), 1014
99. Sutradhar, P., Saha, I., & Chakravarty, A. (2020). Evaluation of Pomegranate Peel as a Substrate for Citric Acid Production by *Aspergillus niger*. *International Journal of Current Pharmaceutical Research*, 12(3), 61-65
100. Taralova E.H., Schlecht J., Barnard K. et Pryor B.M. (2011). Modélisation et visualisation de la morphologie du champignon *Alternaria*. *ScienceDirect*, 115(11), p : 1163-1173.

101. Thrane U. (1999). *Fusarium*. Encyclopédie de la microbiologie alimentaire. Denmark: Richard Robinson K, p: 901-906.
102. Touati R., Amor-Chelih L., (2016). Isolement et Identification des Moisissures d'une Zone Aride. Mémoire Master Recherche : Ecologie Microbienne. Université des Frères Mentouri, 70 p.
103. Touhami A. (2017). Etude chimique et microbiologique des composants des huiles essentielles de différents genres *Thymus* récoltées dans les régions de l'Est Algérien pendant les deux périodes de développement. Thèse de doctorat : Chimie Organique. BADJI MOKHTAR., 134 p.
104. Touhani A. (2017). Vapo-Diffusion assistée par Micro-ondes : Conception, Optimisation et Application. Thèse de doctorat : Sciences des Procédés, Sciences des Aliments. L'Université d'Avignon et des Pays de Vaucluse., 136 p.
105. Vermeulen P .et DeBourgogne A. (2021). Infection à « *Fusarium* ». Elsevier Masson SAS
106. Visagie C. M., Houbraken J., Frisvad J. C., Hong S.-B., Klaassen C. H. W., Perrone G., Seifert K. A., Varga J., Yaguchi T., & Samson R. A. (2014). Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*. *Studies in Mycology*, 78, 343–371
107. Wood Lee M. (1988). Prévention et traitement des moisissures dans les collections des bibliothèques, notamment en climat tropical : une étude RAMP. Paris : Organisation des Nations Unies pour l'éducation, la science et la culture. 56 p. - (RAMP) Pagination : 56 p.- (RAMP)
108. Żukiewicz-Sobczak W, Sobczak P, Krasowska E, Zwoliński J, Chmielewska- Badora J, Galińska EM. (2013). Allergenic potential of moulds isolated from buildings. *Ann Agric Environ Med*, 20(3), 500-503.

# Résumé

## **Résumé :**

Avec la tendance mondiale à utiliser des produits naturels et respectueux de l'environnement, l'intérêt pour ces composés connaît une augmentation notable dans divers domaines. Parmi ces molécules, les antifongiques occupent une place importante. De nombreux secteurs souffrent de la propagation des champignons, causant des dommages sanitaires et environnementaux importants. Le problème s'aggrave avec l'utilisation de produits chimiques comme solution pour combattre ces champignons. Cette recherche vise à étudier l'activité antifongique de vingt types différents des solutions naturelles sur la croissance de *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*, responsables de la contamination des différentes surfaces comme les murs d'habitation. Afin d'atteindre ces objectifs, un isolement des moisissures à partir de surfaces et de lieux divers a été réalisé par la technique de « écouvillonnage de surface ». Cette étape a été suivie par une identification macroscopique et microscopique des isolats de moisissure. Les résultats montrent la présence de plusieurs types de moisissures, avec une prédominance de moisissure de couleur noirs. Les caractères morphologiques étudiés permettent d'assigner les deux moisissures à *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*. La technique des puits utilisée dans cette étude, permet d'évaluer l'effet antifongique de certains solutions naturels. Elle révèle que cinq solutions, ont affecté efficacement la croissance d'*Alternaria alternata*, contrairement à *Aspergillus niger*, qui a montré une résistance à tous les produits testés. Un mélange combinant les cinq solutions naturels a montré une grande capacité à inhiber la croissance de ces deux isolats fongique. Ce cocktail naturelles est capable d'éradiquer totalement ces moisissures et peut par conséquent être utilisé pour stopper la contamination et arrêter la propagation des moisissures qui contaminent les surfaces.

**Mots-clefs :** Moisissures, Surface inerte, *Aspergillus niger*, *Alternaria alternata*.

Année universitaire : 2023-2024

Présenté par : DAHMANI Romaiassa

ABADA Takoua

**Etude de l'activité antifongique de certains extraits de plantes sur les moisissures isolées à partir des murs d'habitations**

**Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Microbiologie Appliquée.**

Avec la tendance mondiale à utiliser des produits naturels et respectueux de l'environnement, l'intérêt pour ces composés connaît une augmentation notable dans divers domaines. Parmi ces molécules, les antifongiques occupent une place importante. De nombreux secteurs souffrent de la propagation des champignons, causant des dommages sanitaires et environnementaux importants. Le problème s'aggrave avec l'utilisation de produits chimiques comme solution pour combattre ces champignons. Cette recherche vise à étudier l'activité antifongique de vingt types différents d'extraits naturels de plantes sur la croissance de *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*, responsables de la contamination des différentes surfaces comme les murs d'habitation. Afin d'atteindre ces objectifs, un isolement des moisissures à partir de surfaces et de lieux divers a été réalisé par la technique de « écouvillonnage de surface ». Cette étape a été suivie par une identification macroscopique et microscopique des isolats de moisissure. Les résultats montrent la présence de plusieurs types de moisissures, avec une prédominance de moisissure de couleur noirs. Les caractères morphologiques étudiés permettent d'assigner les deux moisissures à *Aspergillus niger* et *Alternaria alternata*. La technique des puits utilisée dans cette étude, permet d'évaluer l'effet antifongique de certains extraits naturels de plantes. Elle révèle que cinq extraits, ont affecté efficacement la croissance d'*Alternaria alternata*, contrairement à *Aspergillus niger*, qui a montré une résistance à tous les produits testés. Un mélange combinant les cinq extraits naturels a montré une grande capacité à inhiber la croissance de ces deux isolats fongique. Ce cocktail d'extrait de plantes est capable d'éradiquer totalement ces moisissures et peut par conséquent être utilisé pour stopper la contamination et arrêter la propagation des moisissures qui contaminent les surfaces.

**Mots-clefs :** Moisissures, Surface inerte, *Aspergillus niger*, *Alternaria alternata*.

**Laboratoires de recherche :** laboratoire de Biologie végétale (U Constantine 1 Frères Mentouri).

**Président :** Dr. ABDELAZIZ Wided (MCB UFM Constantine).

**Encadrant :** Pr. BOUDEMAGH A. (Professeur - UFM Constantine).

**Examineur(s) :** Dr. BOUFERCHA O. (MCB UFM Constantine).