الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور- الجلفة

Université Ziane Achour –Djelfa

كلية علوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Sciences Biologiques

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Filière : Sciences Biologique

Spécialité : Parasitologie

Thème

Isolement et identification de quelques moisissures dans la wilaya de Djelfa

Présenté par :

- GHEZIZAT Ferial
- HALBAOUI Khaoula

Devant le jury :

Président :	Dr. ECHCHERKI Smain	MCB	Université Ziane Achour – Djelfa
Encadreur :	Dr. OUAAR N.	MCB	Université Ziane Achour – Djelfa
Examinateurs :	Dr. ZAIDAT Sabri Ala-Eddine	MCB	Université Ziane Achour – Djelfa

Année universitaire : 2024/2025

Remerciements

نفتتح هذا العمل بحمدٍ يليق بجلال الله وعظيم سلطانه، وبشكرٍ يوافي نعمه التي لا تُعد ولا تُحصى، فهو من وفق وأعان ويسّر لنا إتمام هذا البحث

Nous exprimons ensuite notre profonde gratitude à notre encadrant, **Dr. OUAAR Noureddine**, pour sa générosité scientifique, son accompagnement constant et ses précieux conseils qui ont grandement contribué à la réalisation de ce travail.

Nos sincères remerciements s'adressent également aux membres du jury, **Dr. ECHCHERKI Smain, Dr. ZAIDAT Sabri Ala-Eddine,** pour l'honneur qu'ils nous font en acceptant de juger notre travail et pour leurs remarques et suggestions constructives qui ne manqueront pas d'enrichir ce mémoire.

Nous tenons également à exprimer toute notre reconnaissance à l'ensemble de nos professeurs qui nous ont accompagnées tout au long de notre parcours universitaire, et plus particulièrement aux enseignants du département de parasitologie de l'Université Ziane Achour – Djelfa, pour leur dévouement et leur contribution à notre formation académique.

Nous remercions aussi chaleureusement nos camarades de promotion pour leur esprit de coopération, leur soutien et leur encouragement constant, qui ont rendu ce chemin plus agréable.

Enfin, nous adressons notre gratitude la plus profonde à nos familles respectives, pour leur patience, leurs sacrifices et leur appui inconditionnel, sans lesquels ce travail n'aurait pu voir le jour.

Feriel et Khaoula

Dédicace

À mes parents bien-aimés, qui ont toujours fait preuve de patience et de soutien, et dont les prières et les sacrifices ont rendu possible l'accomplissement de ce travail.

À mes frères et sœurs, Hamouda Nour El Houda et Sara compagnons de toujours, et à mon petit frère Farouk, source de joie et de lumière au sein de la famille.

À ma chère grand-mère paternelle, ainsi qu'à mon grand-père et ma grand-mère maternels, dont les prières et le soutien spirituel ont été pour moi une source précieuse tout au long de mon parcours.

À toute ma grande famille, petits et grands, à qui j'adresse ce travail comme témoignage de reconnaissance, sans citer de noms afin de n'oublier personne.

À mon oncle Abderrahmane et à Samir, pour leur soutien et leurs encouragements.

À mon cher oncle défunt Abdelkader, qui restera à jamais présent dans mon cœur et ma mémoire. Je prie Dieu de l'entourer de Sa miséricorde et de l'accueillir dans Son vaste paradis.

À mes amies, qui m'ont accompagnée avec fidélité et bienveillance.

À mon amie et collègue dans ce travail Khaoula, et Khaoula M. et Aïcha, pour leur amitié sincère et leur soutien constant.

À mes enseignants, qui m'ont accompagnée depuis mes premiers pas à l'école primaire, en passant par le collège et le lycée, jusqu'aux bancs de l'université. Chacun d'eux a laissé une empreinte indélébile dans mon parcours scientifique et humain.

G. Ferial

الإهداء

أوّلًا وقبل كل شيء، الحمد لله العليّ القدير، الذي منحني القوة والصبر والمثابرة طوال هذا المشوار.

أُهدي هذا العمل إلى والديَّ العزيزين، على حبّهما غير المشروط، ودعمهما الدائم، وتشجيعهما المستمر.

إلى إخوتي الأحبّاء: عبد المالك وفارس، وإلى أخواتي: مروة، صفاء ويارا، الذين كانوا دائمًا سندًا لي في كل خطوة.

إلى جدّي العزيز بولرباح اطال الله في عمره ، وإلى كل أعمامي وأخوالي، وبالأخص عمي عبد القادر – حفظه الله – على مودّته، وتشجيعه الدائم الذي كان يتجلّى في فرحته بوجودي وضحكته المستمرة التي كانت تزرع في قلبي الطمأنينة.

إلى زميلتي فريال، التي شاركتني إنجاز هذه المذكرة، على روحها الطيبة وتعاونها ومساندتها.

وإلى صديقتيَّ العزيزتين: خولة وعائشة، لوجودهما القيّم بجانبي، ودعمهما المعنوي طوال هذه الرحلة.

إلى جميع أساتذتي وأستاذاتي، من المرحلة الابتدائية إلى غاية الجامعة، على ما قدّموه لي من علم، وتوجيه، وإلهام.

وإلى زملائي وزميلاتي في دفعة 2020، الذين تقاسمت معهم أجمل الذكريات خلال هذه السنوات الجامعية.

ولا أنسى أن أرفع دعائي إلى الله بالرحمة والمغفرة لأعزّاء رحلوا عن هذه الدنيا، لكنهم باقون في قلبي وذاكرتي:

جدتَيّ عياشة وفريحة، وعمتي خديجة، وأجدادي: بوبكر، مبروك وعبد المالك – رحمهم الله جميعًا وأسكنهم فسيح جناته.

ح. خولة

Sommaire

Sommaire I

Liste des abréviations III

Liste des figures IV

Liste des tableaux V

Introduction 1

I. Données Bibliographiques 3

I.1. Présentation de la zone d'étude (Djelfa) 3

I.2. Écosystèmes et pédologie de la région de Djelfa 4

I.2.1. Les sols de la région de Djelfa 4

I.2.2. La végétation 4

I.2.2.1. Aperçu sur les formations steppiques 5

I.2. Les moisissures 6

I.2.1. Généralités 6

I.2.2. Classification 7

I.2.3. Structure 9

I.2.4. Distribution 9

I.2.5. Cycle de vie 10

I.2.6. Reproduction des moisissures 10

I.2.6.1. Reproduction sexuée 10

I.2.6.2. Reproduction asexuée 11

I.2.7. Le mode de vie des moisissures. 12

I.2.7.1. Saprophytes 12

I.2.7.2. Parasites 12

I.2.7.3. Symbiose 12

I.2.8. Le mode de nutrition 13

I.2.9. Condition de croissance 14

I.2.9.1. Macroéléments 14

I.2.9.2. Sources minérales 14

I.2.9.3 Facteurs physicochimiques 14

II. Matériel et Méthodes 17

II.1. Matériel 17
II.1.1. Zone d'étude 17
II.1.1.1. Quartier Messaoudi 17
II.1.1.2. Quartier Berbih 17
II.1.1.3. Université Ziane Achour 17
II.1.1.4. Périphérie de la Cité Universitaire 17
II.2. Méthodes 17
II.2.1. Prélèvement des échantillons de sol 17
II.2.2. Préparation de la solution mère et des dilutions décimales 19
II.2.2.1. Préparation de la solution mère 19
II.2.2.2. Réalisation des dilutions décimales 19
II.2.2.3. Ensemencement des moisissures 20
II.2.3. Méthode alternative 20
II.2.4. Purification des isolats par la technique monospore 20
II.2.4. Conservation des souches pures 21
II.2.5. Identification 21
II.2.5.1. Identification macroscopique 21
II.2.5.2. Identification microscopique 21
IV. Résultat et discussion 23
IV.1. Résultat : 23
IV.1.1. Isolement et purification des moisissures 23
IV.1.2. Résultats de la purification 24
IV.1.3. Identification des souches fongiques isolées 25
IV.1.3.1. Identification macroscopique 25
IV.1.3.2. Identification microscopique 32
IV. 2. Discussion 43
Conclusion et Perspectives 45
Références Bibliographiques 46
Annexe

Liste des abréviations

°C	**:**	Degré Celsius
µl	**:**	Microlitre
ASA	**:**	Algerian Space Agency
Co_2	**:**	Dioxyde de carbone
MEA	**:**	Malt Extract Agar
NaCl	**:**	Chlorure de Sodium
NH_3	**:**	Ammoniac
PDA	**:**	Potato Dextrose Agar
pH	**:**	potentiel Hydrique

Liste des figures

Figure 1: Situation Administrative de la commune de Djelfa 3
Figure 2 : Carte de l'occupation de sol de La Wilaya de Djelfa 2015 6
Figure 3 : Structure d'une moisissure 9
Figure 4: La reproduction des moisissures 11
Figure 5 : Les différents modes de sporulation et les différents types de spores associées 12
Figure 6 : Schéma de la dégradation des polymères et des oligomères et de l'absorption des monomères chez les champignons et pseudo-champignons 13
Figure 7 : Localisation des sites d'échantillonnage dans la Wilaya de Djelfa (2025) 18
Figure 8 : Prélèvement de l'échantillon de sol à la profondeur souhaitée, suivi de son conditionnement dans un récipient stérile pour transport au laboratoire. 18
Figure 9 : Vortex (agitateur). 19
Figure 10 : Préparation des dilutions. 19
Figure 11 : Ensemencement des isolats de moisissures sur milieu PDA. 20
Figure 12 : Pourcentage des souches de moisissures par zone. 23
Figure 13 : Colonies issues de l'isolement monospore sur PDA. 24
Figure 14 : Boîtes de Pétri contenant des souches pures. 24
Figure 15 : Répartition des genres fongiques isolés. 40
Figure 16 : Distribution des genres de champignons isolés dans le site de l'université (U). 41
Figure 17 : Distribution des genres dans la zone de la cité universitaire (C). 41
Figure 18 : Distribution des genres dans la zone de Messaoudi (M). 41
Figure 19 : Distribution des genres dans la zone Berbih (B). 42

Liste des tableaux

Tableau I : Caractéristiques des principaux embranchements des mycètes 8
Tableau II : Champignons holomorphes de la classe des Ascomycètes 8
Tableau III : La répartition des souches fongiques isolées selon la zone prospectée 23
Tableau IV: Description macroscopique des moisissures 25
Tableau V : Examen microscopique des moisissures 33

Introduction

Les microorganismes aussi appelés microbes et protistes, forment un ensemble d'organismes vivants microscopiques, invisibles à l'œil nu. C'est leur seul point commun, car ils diffèrent et varient par leur morphologie, leur physiologie, leur mode de reproduction et leur écologie.

Les champignons microscopiques, également appelés mycètes, sont des organismes hétérotrophes, incapables de réaliser la photosynthèse. Ils se classent en deux catégories principales : les levures et les moisissures **(Bousseboua, 2003)**.

Les moisissures, quant à elles, sont des champignons filamenteux de taille microscopique, capables de coloniser une grande variété de substrats. Que ce soient les denrées alimentaires, les textiles, le papier ou encore le bois, elles s'adaptent à des environnements divers. Si elles trouvent des applications bénéfiques dans des secteurs comme l'industrie fromagère ou pharmaceutique, elles peuvent également s'avérer nuisibles en modifiant les propriétés physico-chimiques des matériaux qu'elles envahissent **(Boudih, 2011)**.

Le caractère ubiquitaire, particulièrement marqué dans le sol et sur les végétaux, ainsi que leur capacité à se propager et à se disséminer rapidement dans l'air, font des moisissures des agents de contamination redoutables pour les cultures.

La plupart sont phytopathogènes et se développent en saprophytes dans la terre et sur les plantes ou les débris végétaux en voie de putréfaction. Elles se retrouvent aussi bien dans l'air (*Cladosporium* sp.) que sur le sol (*Aspergillus* sp., *Penicillium* sp.) et les surfaces, dans l'alimentation (*Botrytis cinerea* – pourriture grise ; *Fusarium* sp. – maladies des céréales), et parfois dans l'eau **(Meghazi, 2015)**.

Les moisissures environnementales les plus fréquentes dans le monde sont *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp., *Alternaria* sp., *Aspergillus* sp., … etc., et reflètent la diversité fongique de l'environnement, que l'on retrouve dans l'air, sur les surfaces ou dans les poussières **(Reboux *et al*., 2006 ; Rocchi *et al*., 2015)**.

En Afrique du Nord, et particulièrement en Algérie, les moisissures les plus fréquemment rencontrées appartiennent principalement aux genres *Aspergillus* sp. et *Penicillium* sp., considérés comme contaminants de stockage. Dans une étude réalisée sur les aliments du bétail en Algérie **(Gadi, 2012)**. *Aspergillus* sp. représentait plus de la moitié de la flore fongique

isolée (53,23 %), suivi par *Penicillium* sp. (25,74 %) et *Rhizopus* sp. (7,62 %). D'autres genres ont également été identifiés à des fréquences moindres, tels que *Fusarium* sp. (5,07 %), *Alternaria* sp. (3,33 %) et *Cladosporium* sp. (0,67 %). Ces constats témoignent de l'importance des moisissures dans les écosystèmes locaux et justifient la nécessité de mieux les étudier au niveau régional.

Dans ce contexte, l'objectif de ce travail est d'isoler et d'identifier certaines espèces de moisissures présentes dans la wilaya de Djelfa, notamment dans les sites de l'Université, de la Cité universitaire, de Berbih et de Massaoudi.

Chapitre I :
Données Bibliographiques

I. Données Bibliographiques

I.1. Présentation de la zone d'étude (Djelfa)

La Wilaya de Djelfa est une région steppique située au cœur des hauts plateaux. Elle est entourée par les wilayas de Tissemsilt et Médéa au nord, M'Sila et Biskra à l'est, Laghouat et Tiaret à l'ouest, ainsi que Ouargla et Ghardaïa au sud (Fig. 1). La ville de Djelfa se trouve à environ 300 km au sud de la capitale, Alger **(ASA, 2016).**

Avec une superficie de 32 256,35 km², cette région se distingue par une activité pastorale prédominante, ainsi que par des pratiques agricoles variées telles que l'arboriculture, la céréaliculture, les cultures maraîchères et fourragères.

La wilaya dispose également d'un important potentiel forestier, principalement composé de Pin d'Alep, issu des campagnes de reboisement (comme le projet du barrage vert). Ces forêts jouent un rôle crucial dans la lutte contre l'ensablement et la désertification, servant de rempart naturel face à ces phénomènes **(ASA, 2016).**

Figure 1 : Situation Administrative de la commune de Djelfa **(SIG, 2018)**.

I.2. Écosystèmes et pédologie de la région de Djelfa

I.2.1. Les sols de la région de Djelfa

D'après les travaux de **(Pouget, 1980)** et **(Halitim, 1988)**, les sols de la région de Djelfa peuvent être classés en plusieurs catégories :

- **Les sols calcimagnésiques carbonatés :** Ce sont des sols bruns calcaires caractérisés par la présence d'une croûte calcaire, **(Pouget, 1980)**, Avec la disparition de la végétation forestière et son remplacement par la steppe d'alfa, les rendzines cèdent peu à peu la place aux sols calcimagnésiques xériques dans tout l'étage aride.
- **Les sols halomorphes :** Selon **(Djebaili, 1984)**, les sols halomorphes sont des sols sodiques à forte conductivité électrique et à texture sablo-limoneuse. Ils se trouvent principalement dans les zones de Sebkha et sont colonisés par une végétation halophile dominée par l'Atriplex.
- **Les sols hydromorphes salés :** Ces sols occupent essentiellement les dépressions alluviales. Ils présentent une texture variant de sableuse à argileuse, avec un horizon carbonaté blanc et induré (encroûtement gypseux). La végétation qui y pousse est principalement composée de gypso-halophytes, **(Pouget, 1971)**.
- **Les sols peu évolués d'apport alluvial :** Ces sols sont formés par des apports alluviaux récents et se situent dans les lits des oueds, les zones d'épandage et les dayas. Ils sont utilisés soit pour la céréaliculture, soit recouverts d'une végétation post-culturale, selon **(Djebaili, 1984)**.
- **Les sols minéraux bruts d'apport éolien :** Ces sols se caractérisent par une faible proportion de particules fines. Leur teneur en matière organique est négligeable, tout comme leur teneur en calcaire. Ils sont colonisés par une végétation psammophyte, **(Trayssac, 1980)**.

I.2.2. La végétation

En Afrique du Nord, il existe des écosystèmes steppiques qui forment une transition entre la zone euméditerranéenne et les biomes désertiques adjacents. Au cours des derniers millénaires, l'action combinée de la hache, du feu et du pâturage a entraîné la transformation des forêts en formations végétales dégradées, composées d'arbustes et de buissons de nature pyrophyte (**Ramade, 1997**).

La wilaya de Djelfa comprend quatre (04) types d'occupation des sols (Fig. 2), avec un total de 3 228 036 hectares répartis comme suit :

- **Agriculture** : 378 665 ha (11,73 %)
- **Parcours** : 2 135 401 ha (66,15 %)
- **Alfa** : 255 238 ha (7,90 %)
- **Forêt** : 91 527 ha (5,93 %)
- **Terres improductives** : 167 205 ha (5,17 %)

I.2.2.1. Aperçu sur les formations steppiques

Les formations steppiques sont basses et très ouvertes, à base de graminées et de chaméphytes. On distingue :

A. Les steppes à graminées

- À base d'alfa (*Stipa tenacissima*) ;
- À base de sparte (*Lygeum spartum*) ;
- À base d'Aristida (*Aristida pungens*).

B. Les steppes à chaméphytes

- À base de « chih » (*Artemisia herba alba*) ;
- À base de « d'gouft » (*Artemisia campestris*) ;
- À base de « zefzef » (*Halianthemum virgatum*) ;
- À base de « choubroug » (*Noaea mucronata*) ;
- À base de « sar » (Atractylis serratuloides).

C. La forêt

La forêt occupe les chaînes de montagnes du Sénalba, du Djebel Azreg et du Djebel Boukahil. Les forêts sont claires et aérées en raison du manque de sous-bois dense et de l'absence de maquis. Les principales essences forestières sont le Pin d'Alep, le chêne vert et le genévrier de Phénicie Arar **(Office National des Statistiques, 2017)**.

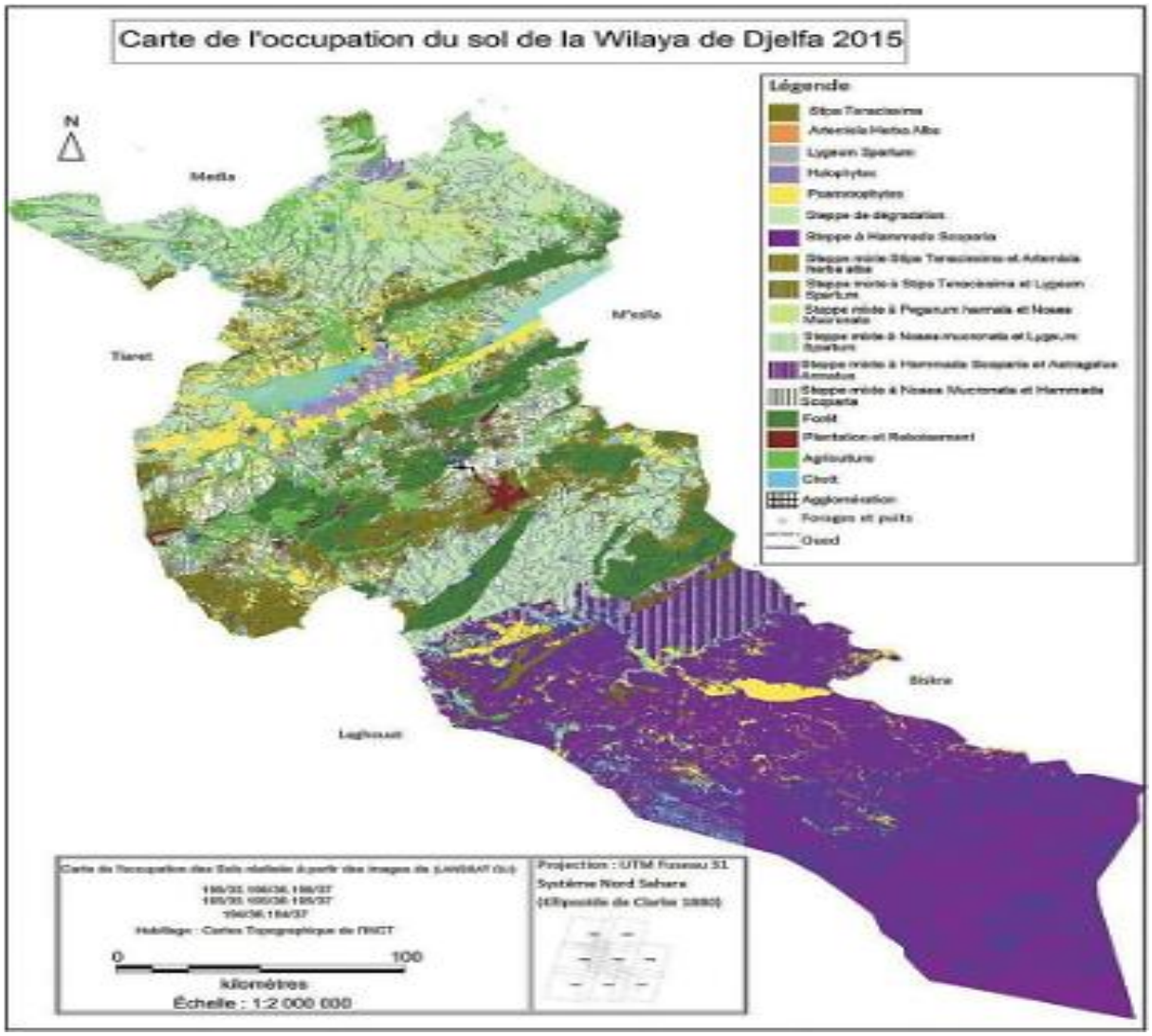


Figure 2 : Carte de l'occupation de sol de La Wilaya de Djelfa 2015 **(Hirche, 2020)**.

I.2. Les moisissures

I.2.1. Généralités

Le terme "moisissure" englobe l'ensemble des champignons microscopiques eucaryotes, filamenteux et pluricellulaires appartenant au règne des Mycètes, communément appelés les « vrais champignons » ou "Eumycètes" (**Regnault, 1990 ; Chasseur et Nolard, 2003**). Ces organismes sont des thallophytes hétérotrophes, dépourvus de chlorophylle, et immobiles. Leur mode de vie varie selon les espèces : certaines établissent des relations symbiotiques avec les végétaux, tandis que d'autres agissent comme des parasites, provoquant des maladies affectant les cultures, telles que la "pourriture grise de la vigne", "l'ergot du seigle" ou "la rouille du blé". D'autres encore sont responsables de mycoses chez l'homme et les animaux (champignons

infectieux), ou se développent en tant que saprophytes sur des substrats organiques, tels que les déchets ou les produits alimentaires (**Leclerc *et al*., 1995 ; Benkakouz, 2002 ; Chasseur et Nolard, 2003**).

Les moisissures possèdent des propriétés lytiques remarquables, incluant des activités "cellulolytiques","pectinolytiques", "amylolytiques", "protéolytiques"et "lipolytiques". Ces capacités enzymatiques en font des agents biologiques d'une grande utilité dans divers secteurs industriels. Elles sont notamment exploitées dans" l'affinage des fromages" (industrie laitière), la production de molécules à activité pharmaceutique (comme les "antibiotiques"), ainsi que la fabrication "d'enzymes industrielles" **(Leclerc *et al*., 1995 ; Bouix et Leveau, 1999 ; Benkakouz, 2002).**

I.2.2. Classification

Les moisissures (Micromycètes) ne constituent pas un groupe systématique homogène, mais sont réparties dans diverses familles de champignons microscopiques. Elles appartiennent au règne des Fungi ou des Eumycota (**Guezlane-Tebibel *et al*., 2012 ; El-Khoury, 2017**). La classification classique des moisissures repose sur des critères morphologiques, tels que la structure du mycélium, ainsi que sur les modes de reproduction sexuée et asexuée, permettant de définir les principales classes de moisissures (**Herritage *et al*., 1996 ; Bouix et Leveau, 1999**). Cinq classes de mycètes sont ainsi distinguées :

- Les Zygomycètes
- Les Chytridiomycètes
- Les Ascomycètes
- Les Basidiomycètes
- Les Deutéromycètes (ou Fungi Imperfecti) (**Leyral et Vierling, 2007**).

La classification actuelle des mycètes (Tableau I) identifie six embranchements ou divisions (**Guezlane-Tebibel *et al*., 2012**). Cependant, les Deutéromycètes ne représentent pas un embranchement véritable. En effet, ils regroupent les mycètes anamorphes, c'est-à-dire ceux qui se reproduisent de manière asexuée (**Blackwell *et al*., 2012**). Un travail de reclassement est en cours, et les champignons classés dans ce groupe sont progressivement intégrés aux embranchements des Ascomycota et des Basidiomycota (**Branger *et al*., 2007**). Ainsi, la découverte de la reproduction sexuée (téléomorphe) d'un mycète permet de le reclasser dans l'embranchement approprié, en lui attribuant un nouveau nom (**Guezlane-Tebibel *et al*., 2012**).

Les champignons holomorphes, qui possèdent à la fois une forme sexuée et une forme asexuée, portent deux noms scientifiques distincts pour le genre et l'espèce. La priorité est donnée à la forme sexuée, dite "forme parfaite" (Tableau II).

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

Règne	Divisions	Classes
Fungi	**Deutéromycota (Adelomycètes)** reproduction asexuée seule connue (Fungi Imperfecti)	Mycelia Sterilia Coelomycètes Hyphomycètes Blastomycètes
	Chytridiomycota espèces aquatiques dont les zoospores portent un flagelle.	Chytridiomycètes
	Gloméromycota reproduction asexuée ; mycélium siphonné	Gloméromycètes
	Zygomycota reproduction asexuée ; espèce à spores non flagellées, mycélium siphonné.	Zygomycètes Trichomycètes
	Ascomycota reproduction sexuée ; hyphes septés.	Ascomycètes
	Basidiomycota : reproduction sexuée ; hyphes septés, spores portes par des bastides.	Basidiomycètes

Tableau II : Champignons holomorphes de la classe des Ascomycètes (**Guezlane-Tebibel *et al*., 2012**).

Forme parfaite ou sexuée (Ascomycètes)	**Forme imparfaite ou asexuée (Ascomycètes Imparfaits ou Deutéromycètes)**
Eurotium sp.	*Aspergillus* sp.
Talaromyces sp.	*Penicillium* sp.
Gibberella sp.	*Fusarium* sp.

I.2.3. Structure

La structure des champignons est basée sur leur appareil végétatif (Fig. 3), appelé "thalle", qui est constitué "d'hyphes". Ces hyphes sont des cellules allongées, prenant la forme de filaments tubulaires d'un diamètre variant entre 2 et 10 µm (**Bourgeois *et al*., 1989**). Ces hyphes contiennent les organites cellulaires classiques, tels que le noyau, les mitochondries, le cytoplasme et les vésicules (**Nicklin *et al*., 2000**).

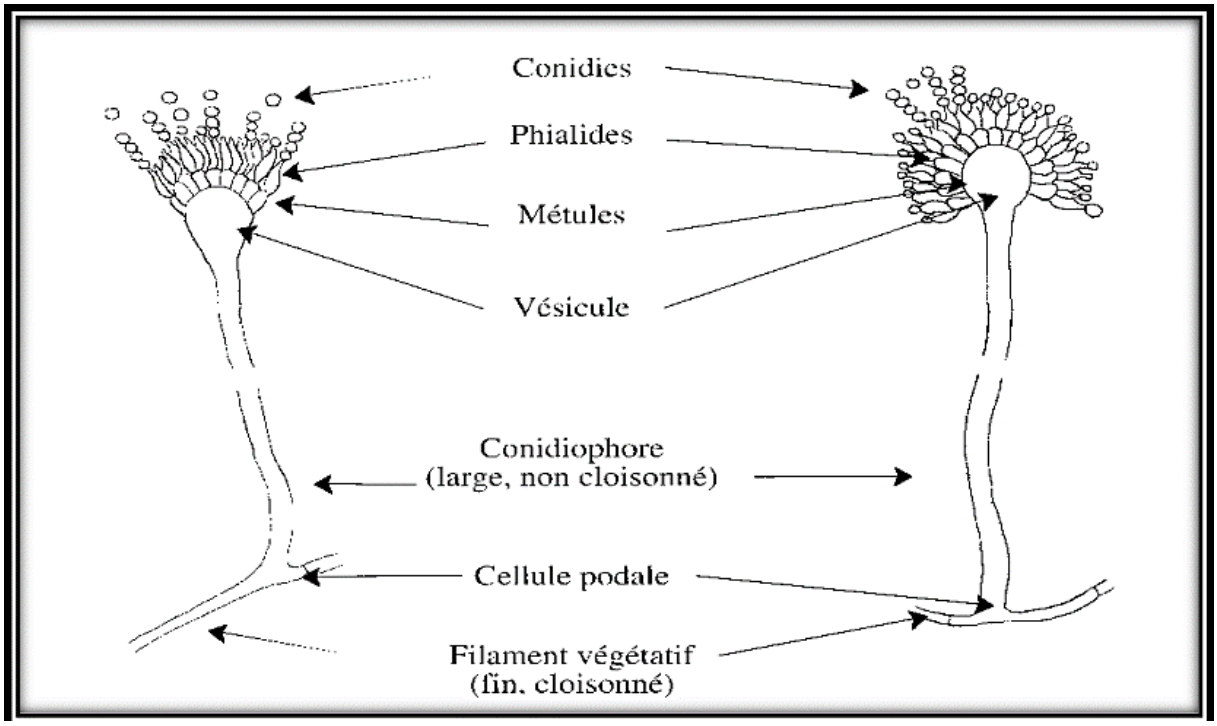


Figure 3 : Structure d'une moisissure **(Chabasse *et al*., 2002).**

I.2.4. Distribution

Les moisissures sont des micro-organismes appartenant au règne des champignons et se trouvent principalement dans les environnements terrestres. Cependant, certaines espèces peuvent également survivre dans des milieux marins ou en eau douce. Elles jouent un rôle écologique important et peuvent être soit nuisibles, soit bénéfiques, selon leur nature et leur habitat. **(Prescott *et al*., 2003).**

D'une part, de nombreuses espèces de moisissures sont pathogènes, attaquant les plantes, les animaux et même l'homme, provoquant des maladies telles que la pourriture grise des cultures ou des infections pulmonaires chez les individus immunodéprimés. D'autre part, certaines moisissures contribuent à des processus écologiques essentiels, comme la décomposition de la

matière organique, ou établissent des relations symbiotiques avec les plantes, à l'image des mycorhizes qui facilitent l'absorption des nutriments du sol**. (Prescott *et al*., 2003).**

I.2.5. Cycle de vie

Le cycle de vie des champignons commence lorsqu'une spore se dépose sur une surface offrant les conditions propices à sa croissance. La germination est déclenchée par la présence d'eau, éventuellement combinée à des facteurs spécifiques tels que l'intensité lumineuse, certaines températures ou des types particuliers de nutriments. La spore germe alors et donne naissance à un premier filament non différencié, appelé "hyphe", qui s'allonge pour former un ensemble appelé "mycélium". Cet ensemble de filaments, plus ou moins ramifiés, constitue le "thalle" des champignons **(Acgih, 1999)**.

Lorsque les conditions sont favorables à la sporulation, le mycélium produit des structures spécialisées qui génèrent des spores asexuées (conidies) ou, plus rarement, des spores sexuées. Chaque champignon produit un très grand nombre de spores, dont l'ensemble, souvent de texture poudreuse et colorée, est visible à la surface de la moisissure. La taille, la forme et la couleur des spores varient considérablement d'une espèce à l'autre. Cependant, en microscopie, les spores d'une même espèce présentent une couleur, une dimension et une forme relativement constantes, ce qui constitue, dans de nombreux cas, un critère clé pour leur identification taxonomique **(Acgih, 1999).**

I.2.6. Reproduction des moisissures

Les champignons filamenteux se reproduisent principalement grâce à leurs spores, selon deux modes distincts : "sexué" et "asexué". Un micromycète peut se reproduire soit de manière asexuée, soit de manière sexuée, soit par les deux modes simultanément. Selon le mode de reproduction, il est qualifié respectivement "d'anamorphe" (reproduction asexuée), de "téléomorphe" (reproduction sexuée) ou "d'holomorphe" (les deux modes combinés). Les moisissures qui ne produisent pas de spores sont classées parmi "les Mycélia stérilia " **(Guezlane-Tebibel *et al*., 2012).**

I.2.6.1. Reproduction sexuée

La reproduction sexuée est moins fréquente que la reproduction asexuée. Dans ce mode de reproduction, la production de spores résulte de la rencontre de filaments spécialisés, de la

conjugaison des noyaux et de la réduction chromatique. Ce processus se déroule en trois phases principales (Fig. 4) :

A. La plasmogamie : phase au cours de laquelle se produit la fusion des cytoplasmes (fusion protoplasmique) mettant en présence deux noyaux au sein d'une même cellule. Le noyau haploïde d'une cellule donneuse (+) pénètre dans le cytoplasme d'une cellule receveuse (-).

B. La caryogamie : les noyaux (+) et (-) fusionnent pour former un noyau diploïde, donnant naissance à un zygote.

C. La réduction chromatique ou méiose : le noyau diploïde subit une méiose, produisant des noyaux haploïdes qui deviennent des spores sexuées. Les noyaux issus de cette méiose peuvent parfois être recombinés (**Tortora, 2017**).

Cette phase aboutit à la formation de quatre types de spores sexuées : les zygote (ou œufs), les zygospores, les ascospores et les basidiospores **(Guezlane-Tebibel.2012 ; Leyral et Vierling, 2007).**

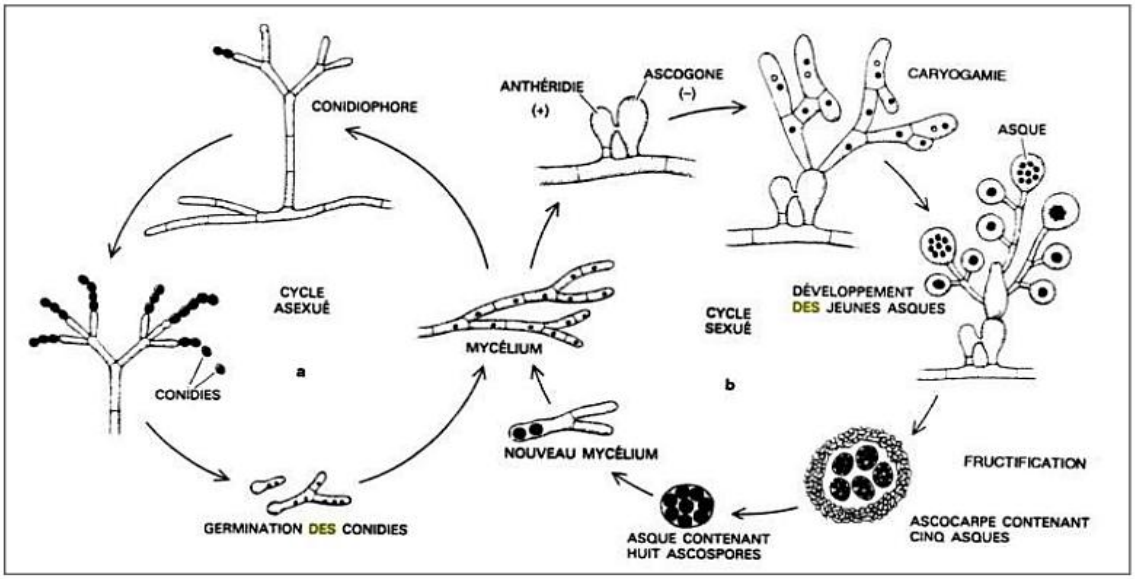


Figure 4: La reproduction des moisissures **(Ghorri, 2015).**

I.2.6.2. Reproduction asexuée

La reproduction asexuée caractérisée par la dispersion de spores asexuées, permettant la propagation des moisissures afin. Cette forme de reproduction asexuée est appelée "sporulation" **(Adams *et al.*, 1998)**. Il existe plusieurs formes de reproduction asexuée et plusieurs types de spores : les spores peuvent résulter de la fragmentation d'un fragment parent de mycélium (appelées arthrospores), être produites de manière endogène à l'intérieur d'un sporocyste (appelées sporocystiospores), ou être générées de manière exogène à l'extrémité de structures spécialisées

appelées "phialides" (appelées conidiospores) (Fig. 5) **(Aurélie, 2013).** Ces spores sont essentielles pour contaminer de nouveaux milieux, que ce soit par l'air, l'eau ou les insectes, lorsque le milieu initial est épuisé **(Fréalle *et al*., 2017).**

Lorsque les conditions sont favorables (présence d'un substrat adéquat, chaleur, température et humidité appropriées), les spores germent et produisent un tube germinatif, qui se développe ensuite en un mycélium. Alternativement, elles peuvent se différencier en "conidiophores", à partir desquels de nouvelles spores sont formées **(Linas *et al*., 1998).**

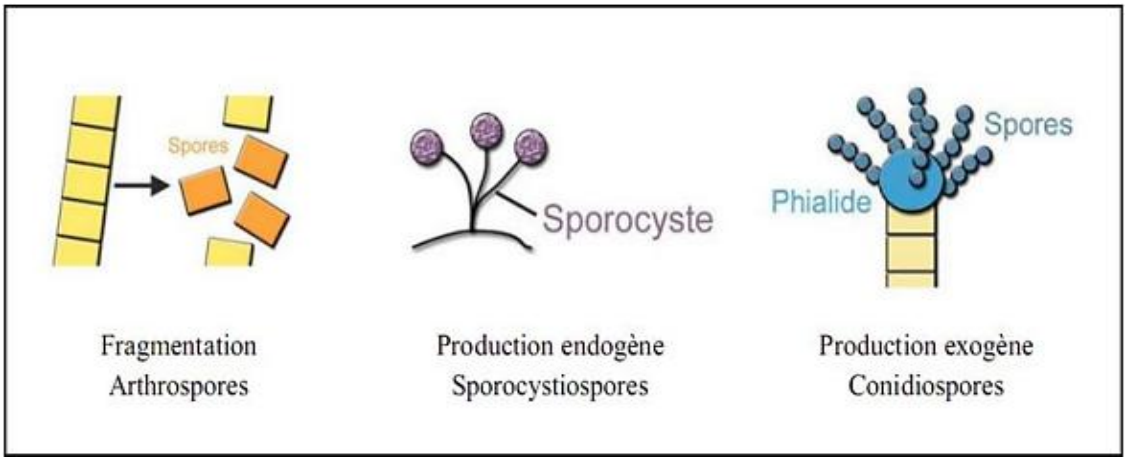


Figure 5 : Les différents modes de sporulation et les différents types de spores associées (**Barnett et Hunter, 1998**).

I.2.7. Le mode de vie des moisissures.

I.2.7.1. Saprophytes

La quasi-totalité des moisissures vivent aux dépens de la matière organique en décomposition. Elles jouent un rôle essentiel en tant qu'agents de recyclage de la matière minérale dans la nature **(Kachour, 2004).**

I.2.7.2. Parasites

Elles exploitent la matière organique vivante, qu'il s'agisse de végétaux, d'animaux, ou même d'autres champignons **(Lutzoni *et al*., 2004).**

I.2.7.3. Symbiose

Les associations symbiotiques entre les champignons et les végétaux supérieurs, appelées "mycorhizes", représentent la forme de symbiose la plus répandue à l'échelle mondiale

(Ghorri, 2015). Chacun des deux organismes tire profit de l'autre, créant ainsi une relation mutuellement bénéfique **(Kachour, 2004).**

I.2.8. Le mode de nutrition

La majorité des moisissures sont exigeantes en éléments nutritifs essentiels à leur croissance **(Delphine.2012).** Parmi les éléments nutritifs les plus importants figurent le "carbone" et" l'azote", sous forme de composés organiques, ainsi que des ions minéraux tels que le potassium, le phosphore, le magnésium, le fer et le soufre **(Aurélie, 2013).** Certains champignons, comme les espèces des genres "Aspergillus" et "Penicillium", préfèrent des sucres simples et se développent très rapidement, ce qui leur vaut le nom de "sugar fungi" **(Delphine, 2012).**

Les acides aminés peuvent pénétrer directement dans la cellule sans transformation préalable, tandis que des molécules complexes comme l'amidon, la cellulose ou les protéines nécessitent une digestion enzymatique extracellulaire avant d'être assimilées **(Aurélie, 2013).** Cette digestion est assurée par des enzymes extracellulaires qui catalysent les réactions d'hydrolyse, décomposant les grosses molécules en composants plus simples.

La dégradation complète des polymères complexes en molécules simples et solubles est un processus qui implique plusieurs enzymes extracellulaires. Une fois que les molécules simples sont absorbées par la cellule, elles sont ensuite métabolisées sous l'action des enzymes intracellulaires (Fig. 6).

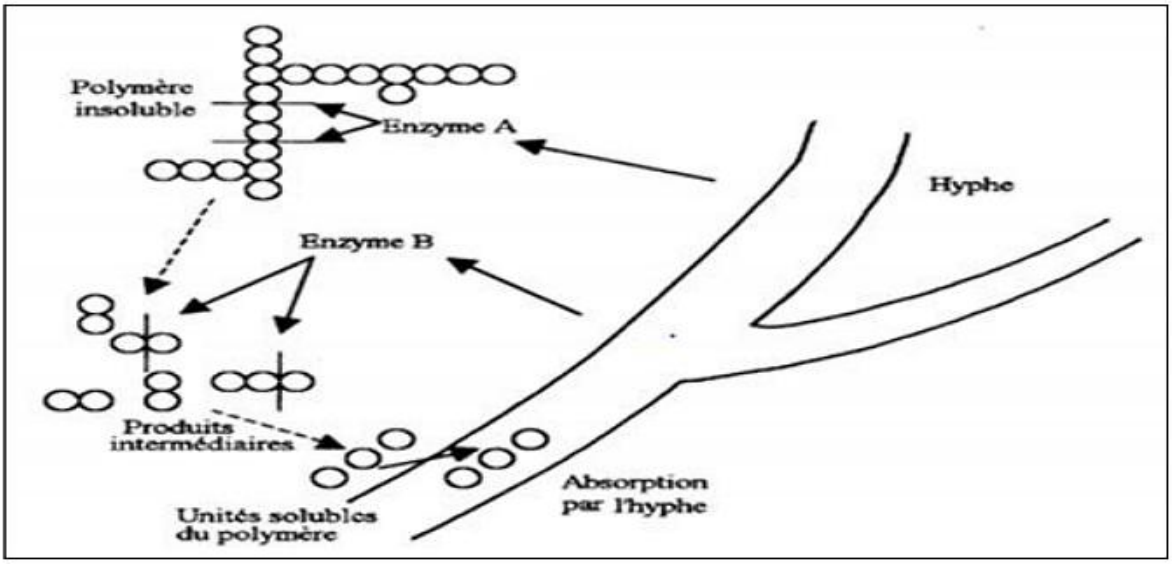


Figure 6 : Schéma de la dégradation des polymères et des oligomères et de l'absorption des monomères chez les champignons et pseudo-champignons **(Doghmani *et al*., 2022)**

I.2.9. Condition de croissance

I.2.9.1. Macroéléments

Le carbone est l'élément le plus abondant dans la cellule fongique, représentant environ « 50% » de sa composition, tandis que la teneur en azote varie entre « 10 et 15 % » **(Riviere, 1975 ; Scriban, 1993).** Ainsi, le rapport « carbone/azote » influence considérablement la croissance des champignons. Pour les mycètes, un rapport optimal se situe autour de "20/1" ; un rapport proche de 20 favorise une bonne croissance mycélienne **(Barker et Worgan, 1981 ; Botton *et al.*, 1990).** Grâce à la glycolyse et au métabolisme aérobie, les champignons assimilent facilement des sucres comme le glucose, le maltose, le saccharose, ainsi que des polymères tels que l'amidon **(Nicklin *et al*., 1999).**

Par ailleurs, tous les champignons filamenteux sont capables de métaboliser les acides aminés et l'urée. La plupart d'entre eux peuvent également utiliser l'ammonium comme source d'azote. Cependant, aucun champignon ne peut fixer l'azote atmosphérique. Les sources complexes d'azote, comme les peptides et les protéines, ne sont utilisables par les hyphes qu'après leur dégradation en acides aminés par des protéases **(Nicklin *et al*., 1990).**

I.2.9.2. Sources minérales

La présence d'ions minéraux dans le milieu de culture est essentielle pour la croissance et la reproduction de nombreuses espèces fongiques. Ces ions incluent principalement le sulfate, le magnésium, le potassium, le sodium et le phosphore, dont les concentrations varient plus ou moins selon les espèces **(Uchicoba *et al*., 2001).** Par ailleurs, des traces d'éléments tels que le fer, le cuivre, le manganèse, le zinc et le molybdène sont également nécessaires à la plupart des moisissures pour la synthèse des cytochromes, des pigments, des acides organiques, et d'autres métabolites **(Boiron, 1996).**

I.2.9.3 Facteurs physicochimiques

Les facteurs physico-chimiques jouent un rôle crucial dans le développement des moisissures ainsi que dans leur processus de germination.

Nous examinerons successivement quelques-uns des paramètres les plus importants.

A. La température

La température joue un rôle essentiel dans la croissance mycélienne, influençant à la fois la sporulation et la germination des spores **(Bourgeois, 1989).** La croissance optimale des moisissures se situe généralement entre 20°C et 30°C, bien que la plupart des champignons puissent tolérer des températures variant de 5°C à 40°C. Certaines espèces, dites psychrophiles, sont capables de se développer à des températures très basses, voire négatives, comme "Fusarium tricinctum", qui peut survivre jusqu'à -10°C. À l'inverse, d'autres espèces sont thermophiles et peuvent croître à des températures dépassant 50°C **(Leyral et Vierling, 2007).**

B. L'Humidité

Les moisissures ont généralement des besoins en eau moins élevés que ceux des autres microorganismes **(Davet, 1996)**. Cependant, l'humidité joue un rôle crucial dans leur développement, influençant non seulement la croissance mycélienne et la sporulation, mais aussi, et de manière plus significative, la germination des spores **(Bourgeois, 1989).** Parmi les moisissures, celles dont le mycélium est non cloisonné sont particulièrement sensibles à la dessiccation **(Davet, 1996).**

C. Le pH

La grande majorité des champignons filamenteux se développent dans une plage de pH comprise entre 4,5 et 8,0 **(Botton *et al*., 1990),** bien qu'ils puissent croître dans une large gamme de pH, avec une préférence pour les milieux légèrement acides. C'est le cas, par exemple, de "*Fusarium culmorum*", "*Trichoderma harzianum*" et "*Aspergillus oryzae*" **(Urbanek et Yirdaw, 1984 ; Delgado-Jarana *et al*., 2002).** Cependant, les enzymes extracellulaires qu'ils produisent dans des milieux complexes peuvent présenter des optima de pH d'activité très variés, parfois plus acides ou plus basiques que le pH optimal de croissance (**Botton, 1990**). Le pH influence la croissance de ces microorganismes de deux manières : indirectement, en affectant la disponibilité des nutriments, et directement, en agissant sur la membrane cellulaire. Par ailleurs, les champignons ont souvent la capacité de modifier le pH de leur environnement, que ce soit par l'absorption sélective et l'échange d'ions, la production de CO_2 ou de NH_3, ou encore la sécrétion d'acides organiques **(Boiron, 1996).**

D. L'Aération (Oxygène)

La quantité d'oxygène disponible est un facteur déterminant pour le développement des

moisissures. La majorité d'entre elles sont aérobies, mais leurs besoins en oxygène varient. Les espèces les plus exigeantes se développent principalement en surface ou dans les zones périphériques des substrats, tandis que d'autres, moins dépendantes de l'oxygène, peuvent proliférer en profondeur, comme "*Fusarium oxysporum*" et "*Aspergillus fumigatus*". Certaines espèces, telles que "*Neocallimastix*" sont même capables de tolérer des conditions d'anaérobiose strictes **(Bourgeois, 1989 ; Botton *et al*., 1999).**

E. La lumière

Les radiations du spectre visible (380 à 720 nm) n'ont généralement pas d'effet sur la croissance végétative des champignons, mais elles peuvent influencer la sporulation. La plupart des moisissures n'ont pas besoin de lumière pour leur croissance ni pour la germination de leurs spores **(Botton *et al*., 1999).**

Chapitre II :
Matériel et Méthodes

II. Matériel et Méthodes

II.1. Matériel

II.1.1. Zone d'étude

L'étude a été réalisée dans la commune de Djelfa, relevant de la wilaya de Djelfa **(**Nord des Hauts Plateaux algériens), située à une latitude d'environ 34°40′ N et une longitude de 3°15′ E, à une altitude moyenne de 1180 m. Le climat de la région est de type semi-aride, caractérisé par des hivers froids, des étés chauds, et une variabilité marquée des précipitations annuelles. Les prélèvements de sols ont été effectués dans quatre sites principaux (Fig. 7) :

II.1.1.1. Quartier Messaoudi

Zone résidentielle située à proximité de terrains agricoles, rendant le sol potentiellement influencé par les activités agricoles et les conditions climatiques.

II.1.1.2. Quartier Berbih

L'un des plus grands quartiers de la ville, à forte densité de population, présentant des espaces découverts et des sols exposés

II.1.1.3. Université Ziane Achour

Implantée au sud de la ville, dans un environnement semi-ouvert, offrant des espaces verts et des zones non cultivées propices au prélèvement de sols variés.

II.1.1.4. Périphérie de la Cité Universitaire

Localisée à proximité de l'université, avec un sol de nature mixte, soumis à une activité humaine intense due aux déplacements fréquents des étudiants. Le choix de ces sites a été motivé par la volonté de représenter différents types d'environnements au sein de la même commune, allant de zones fortement urbanisées à des milieux semi-naturels, afin de permettre une comparaison de la diversité fongique présente dans les sols.

II.2. Méthodes

II.2.1. Prélèvement des échantillons de sol

Les échantillons de sol ont été collectés dans chacun des sites préalablement définis dans la partie précédente, à l'aide d'une cuillère métallique stérile (cuillère de laboratoire ; spatule). Dans chaque site, un point unique représentatif a été choisi, en veillant à éviter les zones à risque de contamination directe (décharges, déchets solides ou eaux stagnantes).

La couche superficielle du sol (environ 5 cm) a été soigneusement retirée afin d'éliminer les débris végétaux, les racines et autres impuretés.

Figure 7 : Localisation des sites d'échantillonnage dans la Wilaya de Djelfa (2025) (**Google Earth, 2025).**

Le prélèvement a ensuite été effectué à la profondeur souhaitée, en ne conservant que la fraction fine du sol exempte de racines et de particules grossières.

Les échantillons obtenus ont été immédiatement placés dans des sachets ou récipients stériles hermétiquement fermés, avec étiquetage précis mentionnant le site, la localisation et la date de prélèvement. Enfin, les échantillons ont été transportés vers le laboratoire dans les plus brefs délais afin de préserver leurs caractéristiques microbiologiques en vue des étapes ultérieures d'isolement et d'analyse (Fig. 8).

Figure 8 : Prélèvement de l'échantillon de sol à la profondeur souhaitée, suivi de son conditionnement dans un récipient stérile pour transport au laboratoire.

II.2.2. Préparation de la solution mère et des dilutions décimales

II.2.2.1. Préparation de la solution mère

Pour chaque échantillon de sol, peser 1 g de sol prélevé et le placer dans un tube en verre stérile contenant 9 ml de solution saline physiologique (NaCl 9 ‰) (Annexe 1). Homogénéiser vigoureusement à l'aide d'un vortex pendant 10 minutes (Fig. 9) afin d'obtenir la solution mère.

II.2.2.2. Réalisation des dilutions décimales

Préparer cinq tubes stériles, chacun contenant 9 ml de solution saline physiologique. Prélever 1 ml de la solution mère à l'aide d'une pipette graduée et l'ajouter au premier tube (dilution 10^{-1}), puis homogénéiser vigoureusement à l'aide d'un vortex. Pour chaque dilution suivante, prélever 1 ml du tube précédent, l'ajouter au tube suivant contenant 9 ml de solution saline, puis homogénéiser de la même manière. Répéter cette opération jusqu'à obtenir la dilution 10^{-5} (Fig. 10).

Figure 9 : Vortex (agitateur).

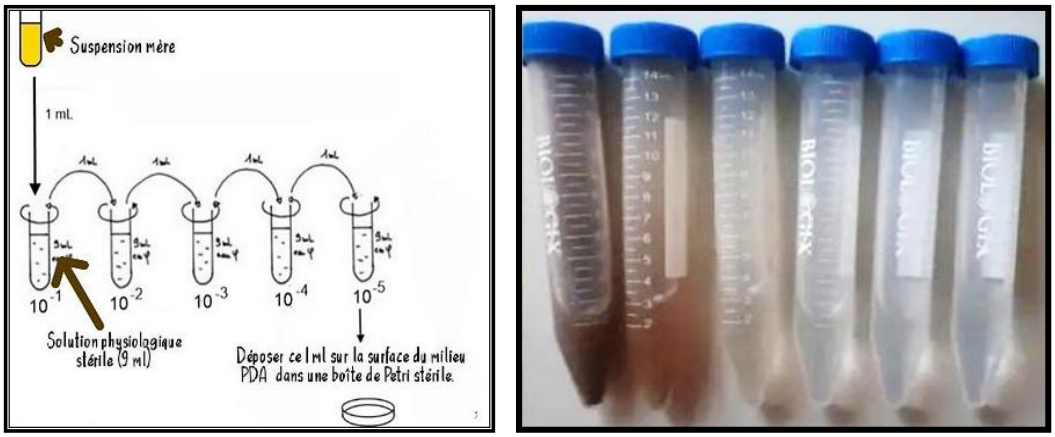


Figure 10 : Préparation des dilutions.

II.2.2.3. Ensemencement des moisissures

Le milieu de culture PDA (Potato Dextrose Agar) est un milieu nutritif riche, largement utilisé pour l'isolement et la culture de la plupart des champignons, grâce à sa teneur en éléments nutritifs issus de la pomme de terre et du glucose (Annexe 2) avec répétition de la préparation en cas de besoin.

Dans chaque boîte de Pétri contenant un milieu PDA stérile, on dépose 1 ml de la dernière dilution à 10^{-5}. Le prélèvement est réparti uniformément à la surface du milieu (Fig. 11) sous conditions stériles afin d'assurer une bonne croissance des moisissures et éviter toute contamination. Ensuite, les boîtes sont incubées à 25°C pendant 15 jours.

Figure 11 : Ensemencement des isolats de moisissures sur milieu PDA.

II.2.3. Méthode alternative

Dépôt direct d'échantillons de sol prélevés dans chaque zone sur les boîtes de Pétri contenant du PDA. Une petite quantité de sol tamisé a été utilisée pour garantir l'homogénéité et faciliter la manipulation lors du dépôt sur les boîtes de Pétri.

II.2.4. Purification des isolats par la technique monospore

Pour obtenir une culture pure de chaque isolat, une suspension de spores est préparée à partir de cultures âgées de 7 jours en prélevant un explant de chaque boite. Cet explant est transféré

dans un tube à essai contenant 10 ml de l'eau distillée stérile. Après agitation, une goutte est prélevée à l'aide d'une pipette pasteur stérile et étalée de manière uniforme sur les boites de Pétri contenant le milieu PDA. Les boites sont ensuite incubées à la température ambiante comprise entre 20 °C et 22 °C. Après 24 h à 48 h d'incubation, les spores individualisées en germination sont prélevées et repiquées chacune à part dans de nouvelles boites contenant le milieu PDA. Les boites sont ensuite incubées jusqu'à l'obtention de colonies bien développées pour les utiliser dans les différents tests.

II.2.4. Conservation des souches pures

Après avoir réalisé les étapes de purification et d'isolement, les souches pures obtenues ont été conservées dans des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA. Ces boîtes ont été incubées à une température ambiante de 25°C pendant 7 jours. Pendant cette période, les cultures ont été régulièrement surveillées afin d'observer leur développement.

II.2.5. Identification

L'identification des moisissures fait essentiellement appel au caractère culturaux (identification macroscopique) et à la morphologie (identification microscopique)

II.2.5.1. Identification macroscopique

Dans cette étude, les souches pures ont été ensemencées sur deux milieux, PDA et Malt Extract Agar (MEA) (Annexe 3), puis incubées à une température constante de 25°C pendant 7 jours. L'identification macroscopique a été réalisée à l'œil nu en se basant sur les caractères suivants :

- Vitesse de croissance (rapide, moyenne, lente) ;
- Texture des colonies ;
- Couleur des colonies ;
- Couleur du revers des colonies.

II.2.5.2. Identification microscopique

L'identification microscopique est réalisée en prélevant un petit fragment de mycélium à l'aide d'une anse de platine stérile. Le fragment est déposé sur une lame avec une goutte d'eau distillée, puis recouvert d'une lamelle. Une légère pression est exercée pour répartir l'échantillon uniformément, éviter son agglutination et prévenir la formation de bulles d'air. L'observation s'effectue au microscope optique à différents grossissements (×100, ×400). L'étude microscopique permet de détecter :

- La présence du thalle ;
- La présence ou l'absence de septa ;
- La nature de la production ;

Les caractéristiques des fructifications et des spores telles que : la différenciation des thallospores, la couleur des filaments mycéliens, le mode de ramification des septa.

Chapitre III :
Résultat et discussion

IV. Résultat et discussion

IV.1. Résultat :

IV.1.1. Isolement et purification des moisissures

Dans le cadre de cette étude, quatre échantillons de sol ont été collectés à partir de zones géographiques distinctes en vue de l'isolement et de la purification des moisissures. Le nombre de souches isolées de chaque zone est présentée dans le tableau III.

Tableau III : La répartition des souches fongiques isolées selon la zone prospectée.

Zone	Université (U)	Messaoudi (M)	Cité universitaire (C)	Berbih (B)
Souche	10	5	2	19

Les résultats montrent que la zone de Berbih (B) a donné le nombre le plus élevé de souches, 20 souches, qui représentent 52,6 % de l'ensemble des isolats. Suivie par la zone de l'université (U), avec 12 souches, représentent 31,6 % des isolats. Les zones de Messaoudi (M), et Cité universitaire (C), présentent le nombre le plus faibles des isolats, avec respectivement 4 souches (10,5 %) et 2 souches (5,3 %) (Fig. 12).

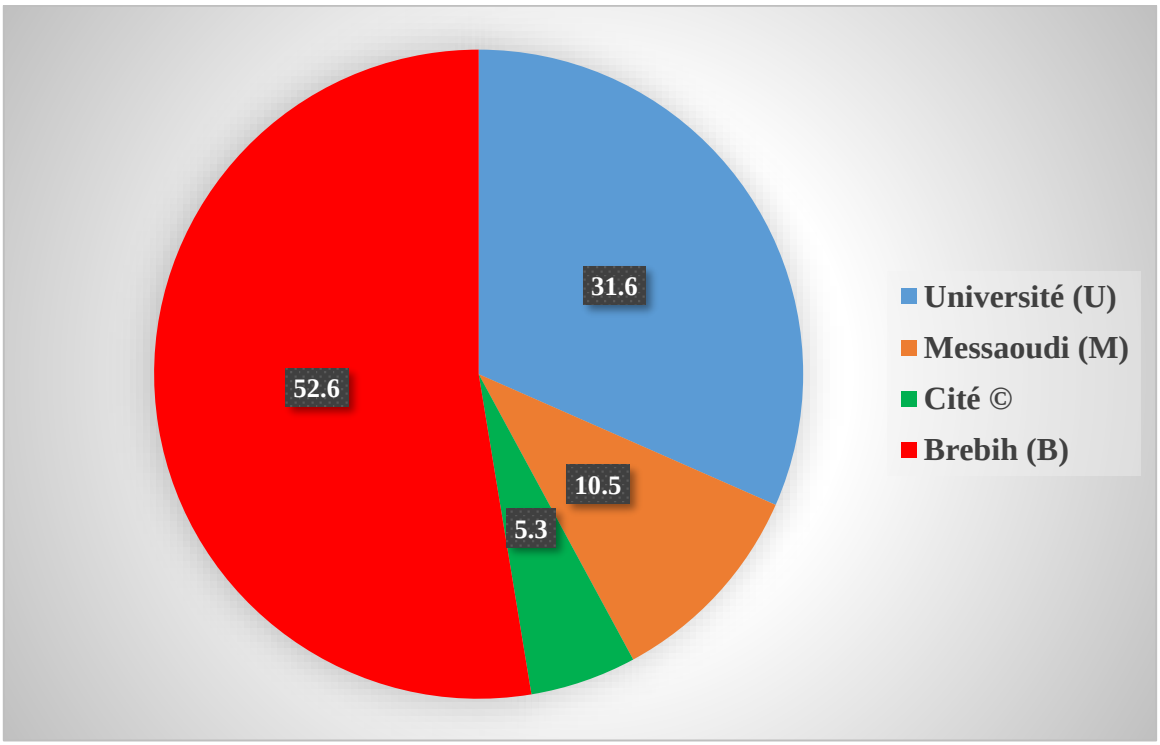


Figure 12 : Pourcentage des souches de moisissures par zone.

IV.1.2. Résultats de la purification

Les colonies sélectionnées ont fait l'objet de repiquages successifs suivis de l'application de la technique du monospore (Fig. 13).

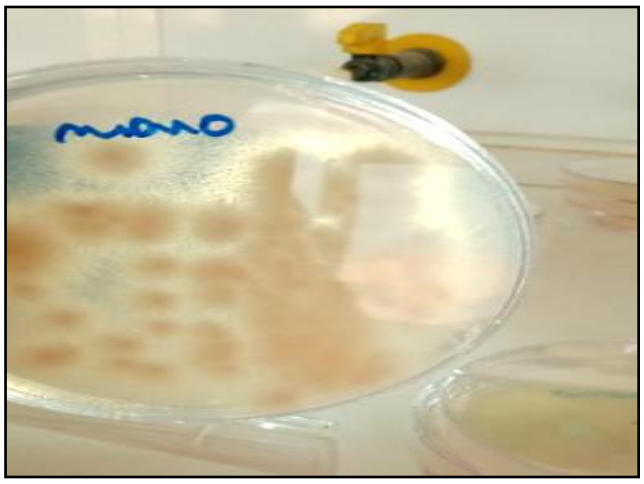


Figure 13 : Colonies issues de l'isolement monospore sur PDA.

Cette stratégie combinée a permis d'éliminer progressivement les contaminations éventuelles et d'obtenir des cultures pures, chacune issue d'une seule spore. L'association de ces deux approches a garanti à la fois l'homogénéité des isolats et la fiabilité du matériel biologique à utiliser. Au terme de cette étape, un total de 36 souches pures a été obtenu et retenu pour les observations morphologiques ultérieures, tant macroscopiques que microscopiques (Fig. 14).

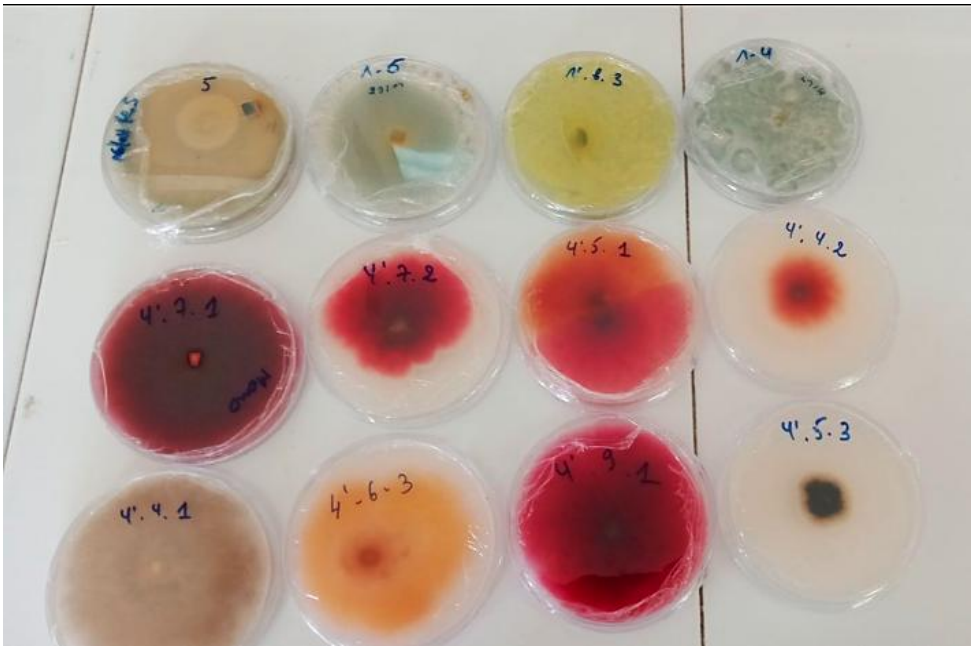


Figure 14 : Boîtes de Pétri contenant des souches pures.

IV.1.3. Identification des souches fongiques isolées

IV.1.3.1. Identification macroscopique

L'identification macroscopique a été réalisé après une incubation de 7 jours sur les milieux MEA (Malt Extract Agar) et PDA (Potato Dextrose Agar) à une température de 25 °C, Selon Dufresne (2014), l'identification macroscopique repose généralement sur l'observation de critères suivants (Tableau IV).

Couleur de la colonie : couleur de la surface et du pigment diffusible.

Texture : laineuse, duveteuse, poudreuse, glabre.

Topographie : plate, surélevée, cérébriforme, avec stries radiales.

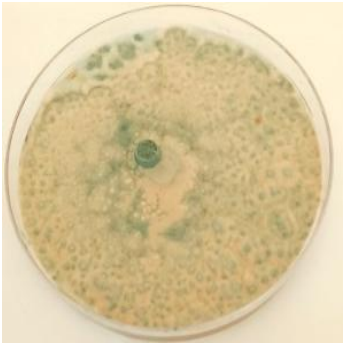
Vitesse de croissance (diamètre de la colonie) :

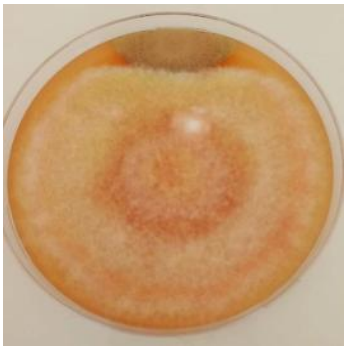
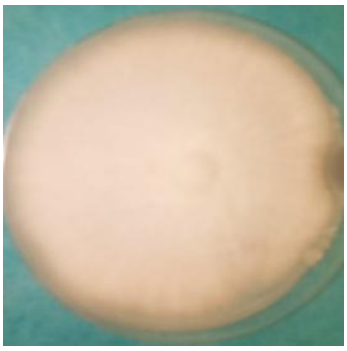
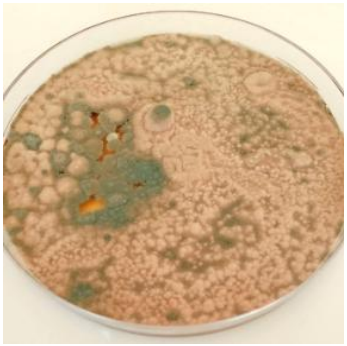
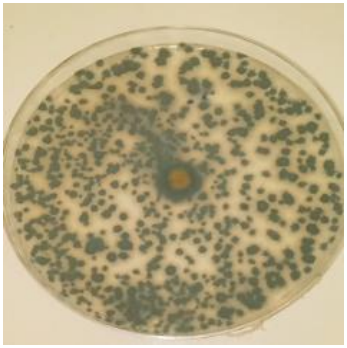
Rapide : diamètre > 3 cm.

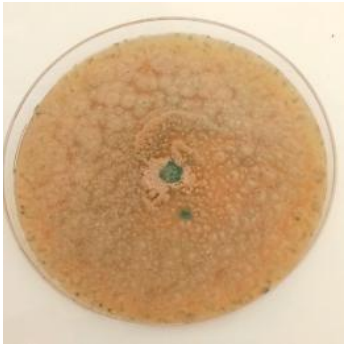
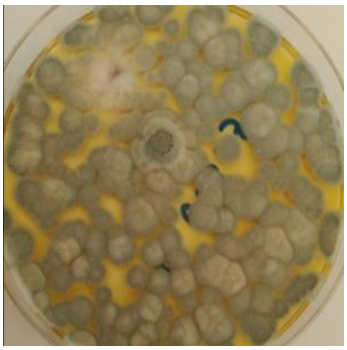
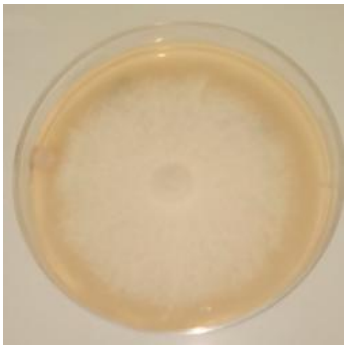
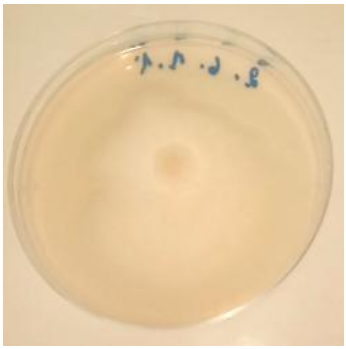
Modérée : entre 1 et 3 cm.

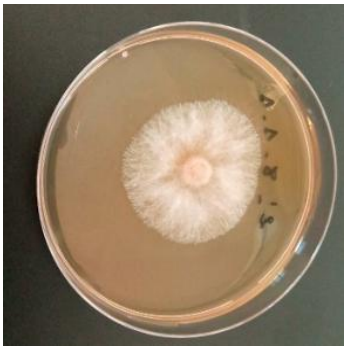
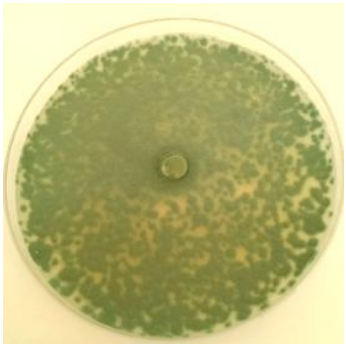
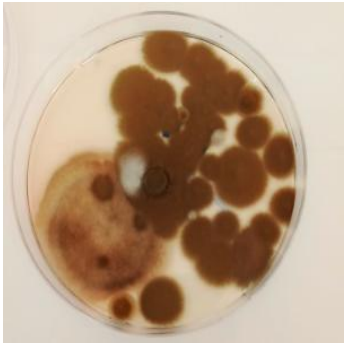
Lente : diamètre < 1 cm.

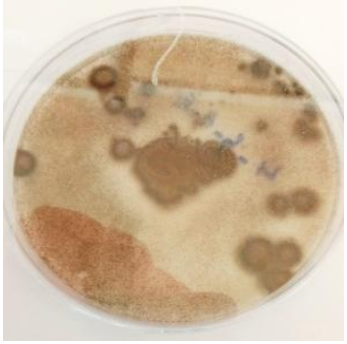
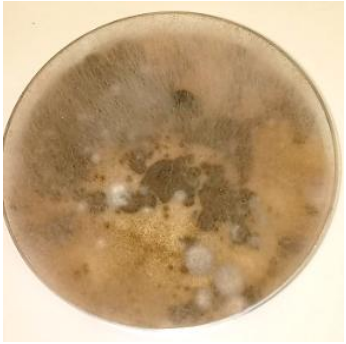
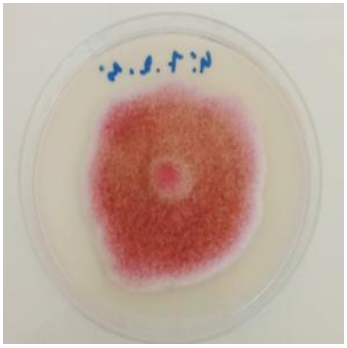
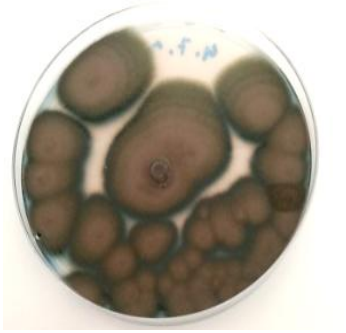
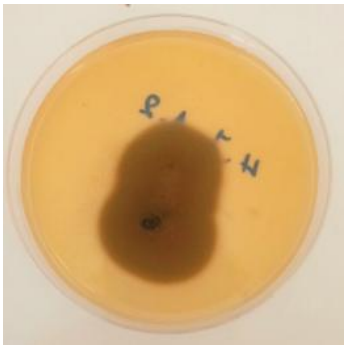
Tableau IV: Description macroscopique des moisissures.

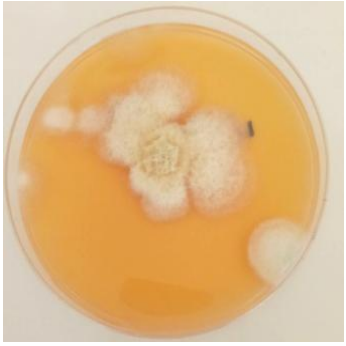
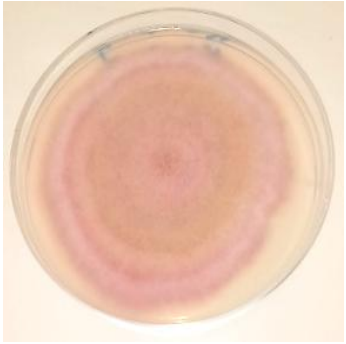
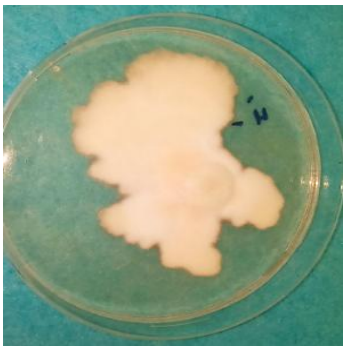
Souche	Milieu	Description	Image
U6	**PDA**	**Couleur :** vert-beige **Texture :** poudreuse-duveteuse **Topographie :** plate **Croissance :** diffusée	
U10	**MEA**	**Couleur :** blanche **Texture :** cotonneuse **Topographie :** bombée **Croissance :** supérieure à la moyenne (diamètre ≈ 4 cm)	

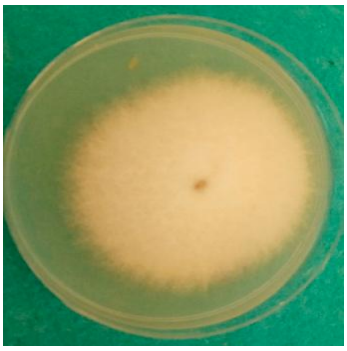
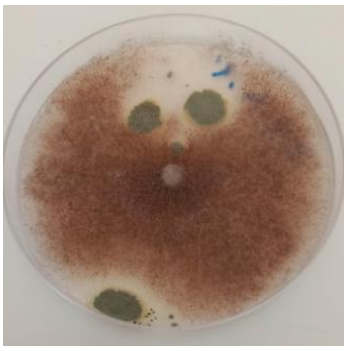
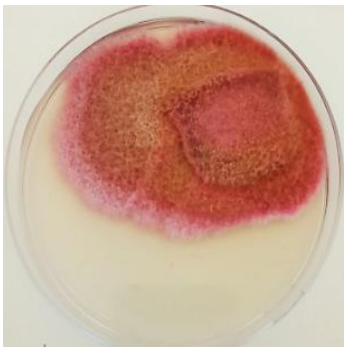
U9	**MEA**	**Couleur :** centre rose, bords blancs **Texture :** cotonneuse **Topographie :** bombée **Vitesse de croissance :** rapide (diamètre ≈ 8,5 cm)	
U8	**MEA**	**Couleur :** Blanche, les bords sont rosés. **Texture :** Cotonneuse. **Topographie :** Bombée. **Croissance :** Rapide (Diamètre entre 5 et 6 cm).	
U10.1	**PDA**	**Couleur :** Blanche. **Texture :** Cotonneuse, très duveteuse. **Topographie :** Bombée, très épaisse. **Croissance :** Rapide (couvre presque la totalité de la boîte).	
U1	**MEA**	**Couleur :** Vert-bleu, marron clair. **Texture :** Granuleuse, poudreux **Topographie :** Bombée et irrégulière. **Croissance :** Diffuse sur presque toute la boîte.	
U1.1	**PDA**	**Couleur :** Vert-gris, **Texture :** Granuleuse. **Topographie :** Plate. **Croissance :** Diffuse, en cercles concentriques.	

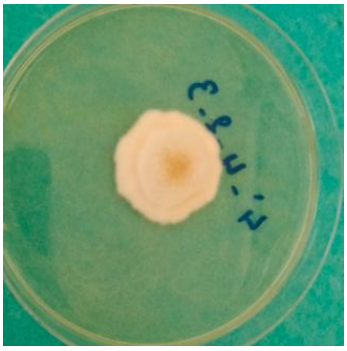
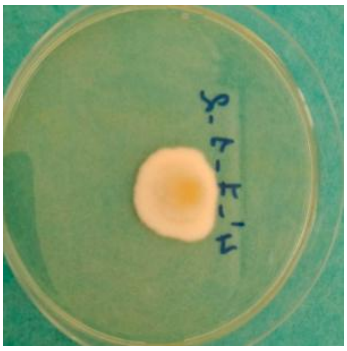
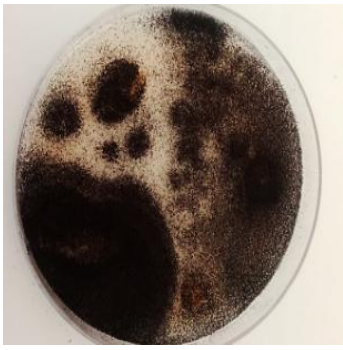
U3	**MEA**	**Couleur :** Beige orangé, vert au centre. **Texture :** Granuleuse, poudreuse **Topographie :** Bombée au centre, plate sur les bords. **Croissance :** Diffuse, couvre toute la surface.	
U3.1	**PDA**	**Couleur :** Vert-gris, avec des zones blanches. **Texture :** Granuleuse. **Topographie :** plans avec une pigmentation jaunâtre diffusible dans le milieu. **Croissance :** Diffuse, (diamètre 9 mm).	
M6	**MEA**	**Couleur :** Blanche, **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Légèrement bombée. **Croissance :** Rapide,, diamètre 7 cm.	
M6.1	**PDA**	**Couleur :** Blanc, **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** bombée. **Croissance :** Rapide, diamètre 5 cm.	
M4	**PDA**	**Couleur :** Brun clair, le centre est foncé. **Texture :** Duveteuse. **Topographie :** Bombée. **Croissance :** Rapide, couvre toute la boîte.	

M8	**MEA**	**Couleur :** Blanche, avec un centre rosé. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et régulière. Croissance radiale. **Croissance :** Plus rapide que modérée, **diamètre** 4 cm.	
M3	**PDA**	**Couleur :** Blanche, **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et régulière. Croissance radiale. **Croissance :** rapide diamètre 8 cm.	
C2	**MEA**	**Couleur :** Jaunâtre avec des zones vert-gris. **Texture :** Poudreuse et granuleuse. **Topographie :** Irrégulière et bombée à plusieurs endroits. **Croissance :** Diffuse, répartie en colonies circulaires, diamètre 1 cm.	
C2.1	**PDA**	**Couleur :** Vert clair. **Texture :** Poudreuse. **Topographie :** Plate. **Croissance :** Diffuse, répartie en cercles concentriques.	
B61	**PDA**	**Couleur :** Brun foncé, beige, avec des zones blanches. **Texture :** Poudreuse, duveteuse par endroits. **Topographie :** Bombée et irrégulière. **Croissance :** Diffuse, sous forme de colonies distinctes, diamètre d'environ 2 cm.	

B61.1	**MEA**	**Couleur :** Beige, marron foncé, rouge-orangé, vert-gris. **Texture :** Poudreuse. **Topographie :** Irrégulière, avec des zones bombées. **Croissance :** Diffuse, sous forme de colonies distinctes.	
B61.2	**MEA**	**Couleur :** Marron foncé, beige, blanc. **Texture :** Duveteuse, cotonneuse. **Topographie :** Irrégulière et bombée par endroits. **Croissance :** Diffuse, couvre toute la boîte.	
B72	**PDA**	**Couleur :** Rouge-rosé, avec un pourtour blanc. **Texture :** Duveteuse. **Topographie :** Bombée au centre, avec une pente régulière vers les bords. **Croissance :** Rapide, diamètre 5 cm.	
B71	**PDA**	**Couleur :** Vert très foncé et marron. **Texture :** Veloutée. **Topographie :** Bombée. **Croissance :** Diffuse, sous forme de colonies distinctes, diamètre: 3 cm.	
B71.1	**MEA**	**Couleur :** Vert très foncé. **Texture :** Poudreuse. **Topographie :** Plate. **Croissance :** Légèrement lente,	

B3	**PDA**	**Couleur :** Blanche à beige, avec un centre plus foncé. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée **Croissance :** Rapide, couvre toute la boîte.	
B4	**MEA**	**Couleur :** Blanc jaunâtre. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et irrégulière. **Croissance :** Rapide, forme diffuse, avec des colonies satellites.	
B9	**PDA**	**Couleur :** Rosée avec des zones beiges. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et régulière, en cercles concentriques. **Croissance :** Rapide, diamètre 7 cm.	
B92	**PDA**	**Couleur :** Blanc avec un centre rosé. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et irrégulière. **Croissance :** Rapide, diamètre: 6 cm.	
B63	**MEA**	**Couleur :** Rosée. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et régulière. **Croissance :** Rapide, **diamètre:** 8 cm.	

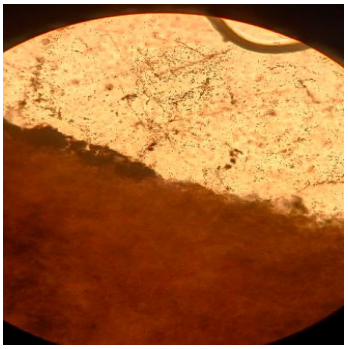
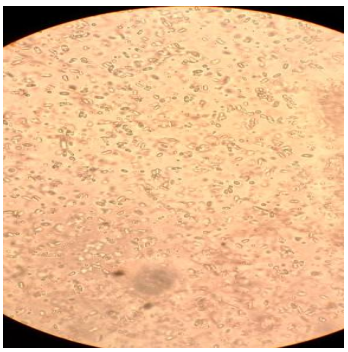
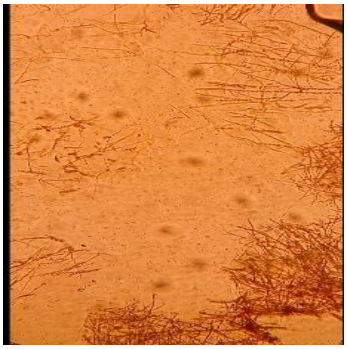
B63.1	**PDA**	**Couleur :** Rose pâle, avec des zones brunâtres au centre. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et régulière, en cercles concentriques. **Croissance :** Rapide, diamètre 7 cm.	
B52	**MEA**	**Couleur :** Blanche avec un centre rouge-brun. **Texture :** Cotonneuse, filamenteuse. **Topographie :** Bombée et irrégulière au centre. **Croissance :** Rapide, couvre toute la boîte.	
B52.1	**PDA**	**Couleur :** Blanc pur. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et régulière. **Croissance :** Rapide, forme radiale, **Diamètre :** 5 cm.	
B41	**PDA**	**Couleur :** Brun, avec des zones vert-gris. **Texture :** Poudreuse. **Topographie :** Bombée au centre, avec des reliefs irréguliers. **Croissance :** Diffuse, couvre toute la boîte.	
B64	**PDA**	**Couleur :** Orange-rosé, avec des zones jaunes-beiges. **Texture :** Cérébriforme, duveteuse. **Topographie :** Bombée et irrégulière. **Croissance :** Rapide, , diamètre 7 cm.	

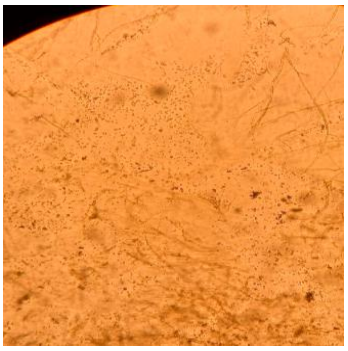
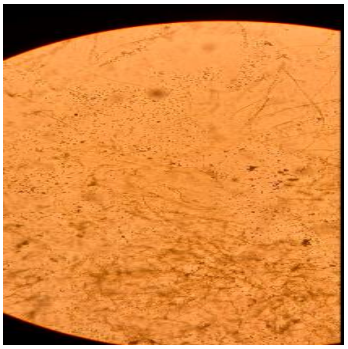
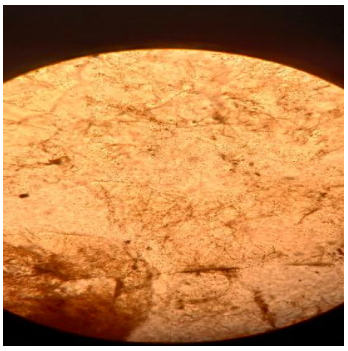
B42	**PDA**	**Couleur :** Blanc-crème avec un centre beige. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée (en dôme) et régulière. **Croissance :** Lente, diamètre2 ٩ cm	
B47	**PDA**	**Couleur :** Blanc-crème avec un centre beige. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée (en dôme) et régulière. **Croissance :** Lente, , diamètre2 ٩ cm**.**	
B82	**PDA**	**Couleur :** Blanche, avec des zones beiges. **Texture :** Cotonneuse, duveteuse. **Topographie :** Bombée et régulière, en cercles concentriques. **Croissance :** Rapide, forme radiale, couvre toute la boîte.	
U5.1	**PDA**	**Couleur :** Noir. **Texture :** Poudreuse, granulaire. **Topographie :** Irrégulière et bombée par endroits. **Croissance :** Diffuse, sous forme de colonies distinctes.	

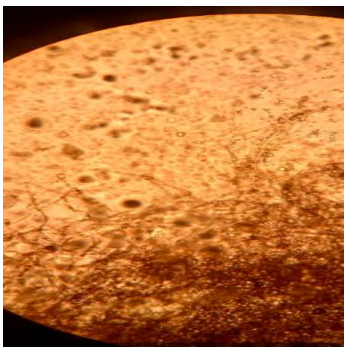
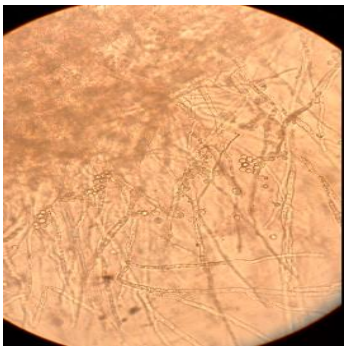
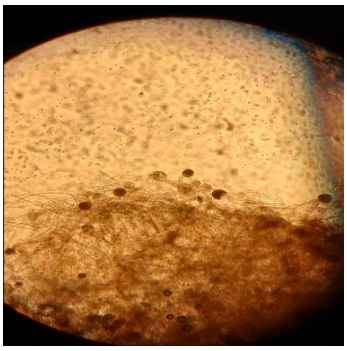
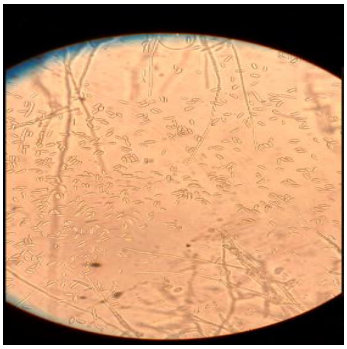
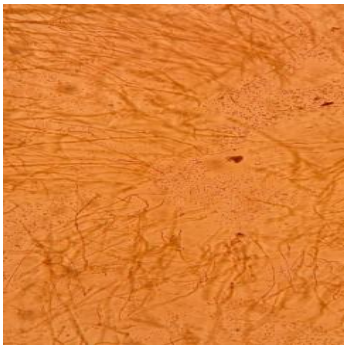
IV.1.3.2. Identification microscopique

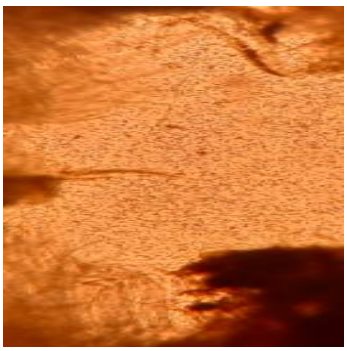
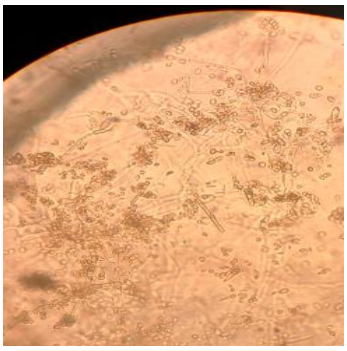
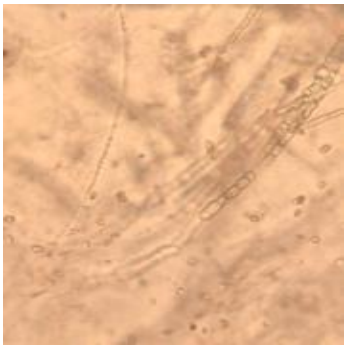
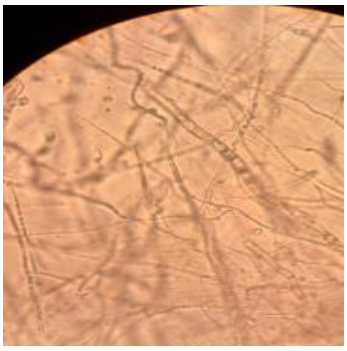
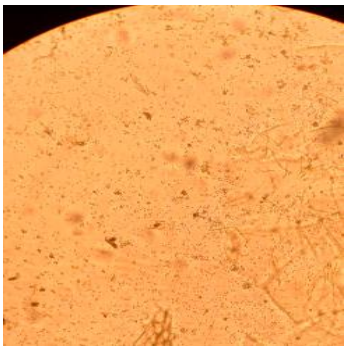
L'identification microscopique a été réalisé dans les mêmes conditions que celle macroscopique, après une incubation de 7 jours sur les milieux MEA (Malt Extract Agar) et PDA (Potato Dextrose Agar) à une température de 25 °C, Selon Dufresne (2014), la description microscopique repose généralement sur l'observation de critères suivants (Tableau V).

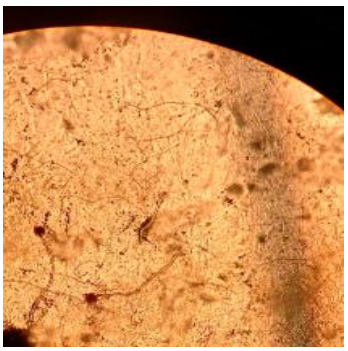
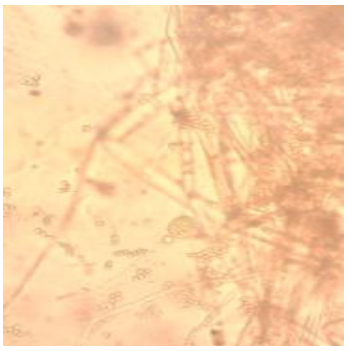
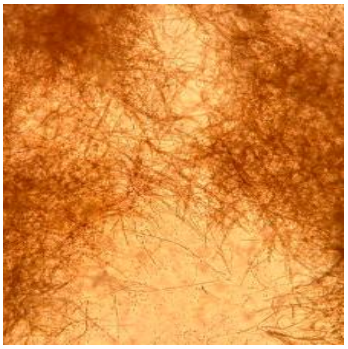
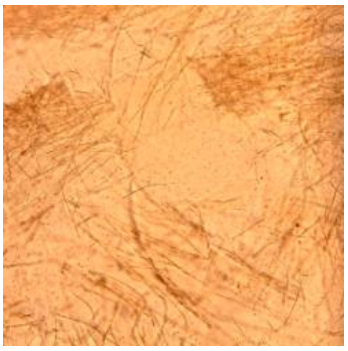
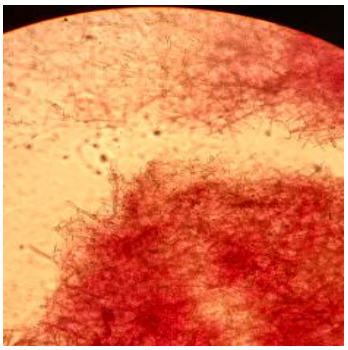
Tableau V : Examen microscopique des moisissures.

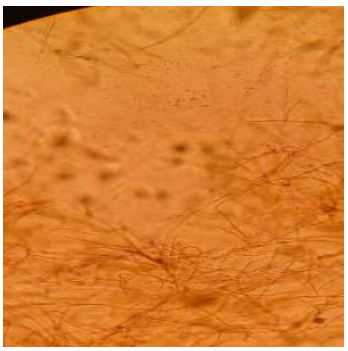
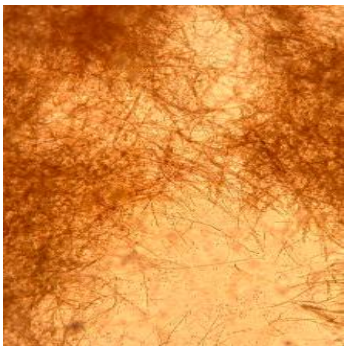
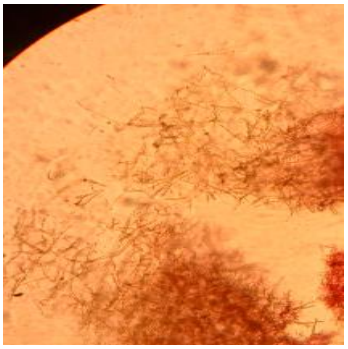
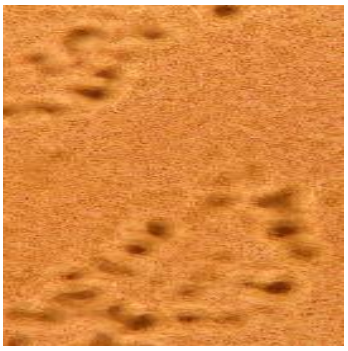
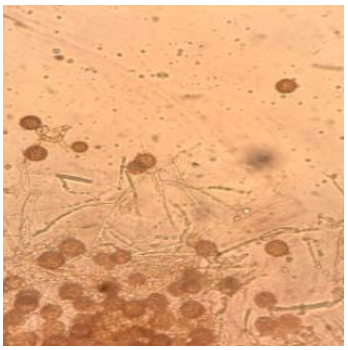
Souche	Description	Image	Le nom du genre
U6	Des conidiophores isolés. Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore.		***Penicillium* sp.**
U10	Des conidiophores ramifiés et allongés. Des conidies en chaîne acropétale, septées avec plusieurs sites conidiogènes.		***Cladosporium* sp.**
U9	Un thalle blanc et lisse. Des arthrospores cylindriques arrondies aux extrémités formées au niveau des doubles cloisons .		***Geotricum* sp.**
M6	Des conidiophores ramifiés et allongés. Des conidies en chaîne acropétale, septées avec plusieurs sites conidiogènes.		***Cladosporium* sp.**

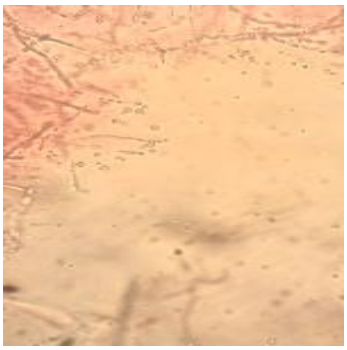
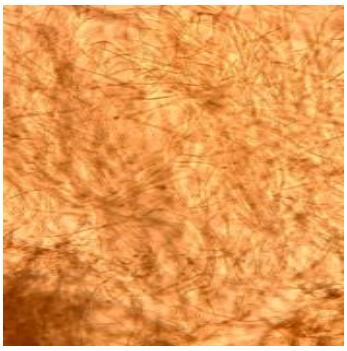
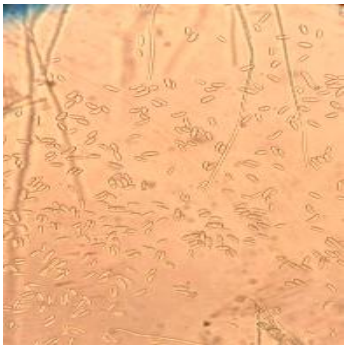
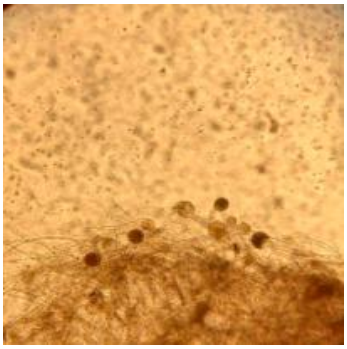
M6.1	Des conidiophores ramifiés et allongés. Des conidies en chaîne acropétale, septées avec plusieurs sites conidiogènes.		***Cladosporium* sp.**
U1	Des conidiophores isolés. Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore.		***Penicillium* sp.**
U1.1	Des conidiophores isolés. Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore.		***Penicillium* sp.**
U3	Des conidiophores isolés Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore		***Penicillium* sp.**
U3.1	Des conidiophores isolés Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore		***Penicillium* sp.**

M4	Thalle coenocytique. Présence de rhizoïdes. Présence de stolon. Sporocyste globuleux.		***Rhizopus* sp.**
M8	Thalle coenocytique. Présence de rhizoïdes. Présence de stolon. Sporocyste globuleux		***Rhizopus* sp.**
M8.1	Hyphe : peu ou pas septés. •Sporocystophores : Isolés ou groupés. •Sporocyctes : Aspect piriforme avec une columelle hémisphérique. •Spores : Cylindrique lisses, jaunâtres.		***Absidia* sp.**
M3	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
C2	Des conidiophores isolés. Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore.		***Penicillium* sp.**

C2.1	Des conidiophores isolés Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore		***Penicillium* sp.**
B61	Des conidiophores ramifiés et allongés. Des conidies en chaîne acropétale, septées avec plusieurs sites conidiogènes.		***Cladosporium* sp.**
B61.1	Un thalle blanc et lisse. Des arthrospores cylindriques arrondies aux extrémités formées au niveau des doubles cloisons		***Geotricum* sp.**
B72	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B71.1	Des conidiophores ramifiés et allongés. Des conidies en chaîne acropétale, septées avec plusieurs sites conidiogènes.		***Cladosporium* sp.**

B71	Des conidiophores ramifiés et allongés. Des conidies en chaîne acropétale, septées avec plusieurs sites conidiogènes.		***Cladosporium* sp.**
B3	Thalle non septé. Conidies unicellulaires globuleuse et noire		***Mucor* sp.**
B63	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B4	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B9	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**

B92	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B63	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B63.1	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B52.1	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B41	Thalle septé. Conidiophore terminé par une tête globuleuse sporangiospore.		***Aspergillus* sp.**

B64	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B47	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
B82	Hyphe septée. Macroconidies fusiformes, pluriseptées.		***Fusarium* sp.**
U5.1	Thalle coenocytique. Présence de rhizoïdes. Présence de stolon. Sporocyste globuleux		***Rhizopus* sp.**

Le tableau ci-dessus illustre la répartition des 33 isolats fongiques selon les genres identifiés.

Le milieu MEA n'a présenté aucune différence notable par rapport au milieu PDA. Ainsi, nous avons choisi de ne pas nous y attarder davantage et de concentrer notre étude sur le milieu PDA, qui s'est avéré plus représentatif pour nos isolats fongiques.

Les résultats retrouvés montrent que le genre *Fusarium* sp. est le plus représenté avec (37 %), suivi par *Penicillium* sp. (21 %) et *Cladosporium* sp. (18 %). Le genre *Geotricum* sp. (6 %) et *Rhizopus* sp. (9 %) sont assez présents, tandis que *Aspergillus* sp., *Absidia* sp. et *Mucor* sp. ne sont représentés que par un seul isolat chacun, avec (3 %) des isolats (Fig. 15).

Ces résultats mettent en évidence la dominance des genres *Fusarium* sp., *Penicillium* sp. et *Cladosporium* sp. dans les échantillons étudiés, par rapport aux autres genres.

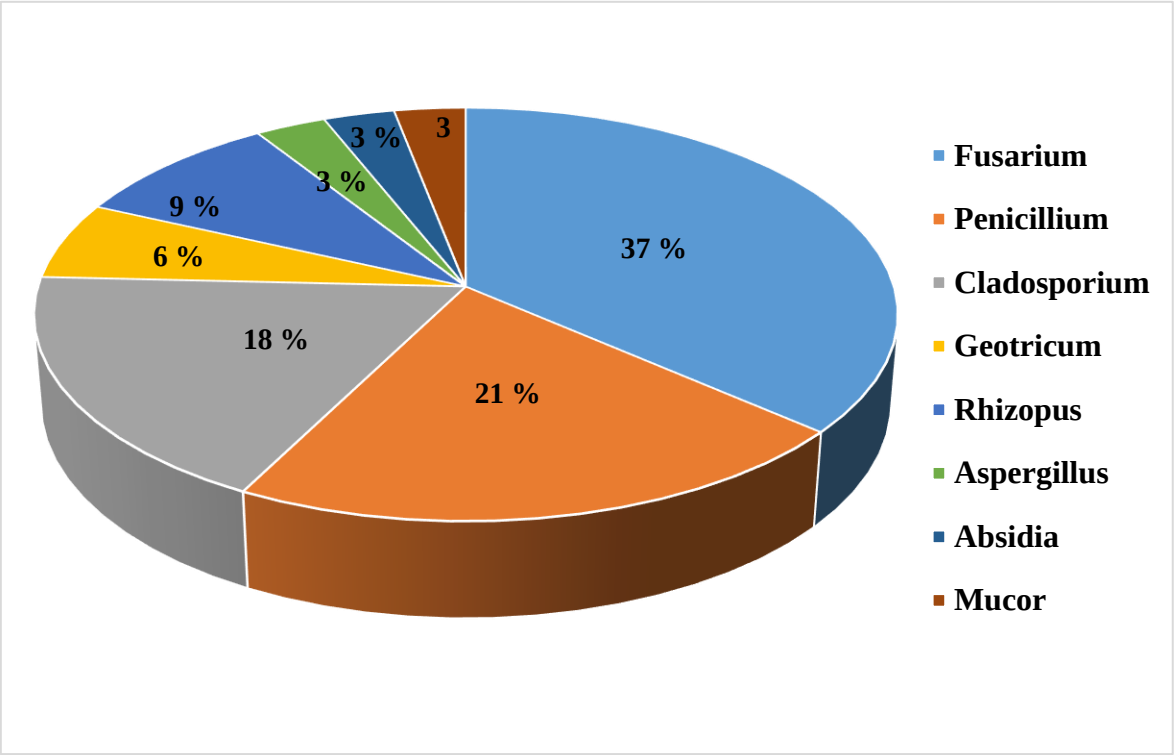


Figure 15 : Répartition des genres fongiques isolés.

Le site de l'université (U) a présenté une dominance du genre Penicillium. 5 isolats sur 7, suivi par *Geotricum* sp. (1 isolat) et *Cladosporium* sp. (1 isolat). Cela indique une colonisation préférentielle du sol par *Penicillium* sp. (Fig. 16).

Concernant le site de la cité universitaire (C), 3 genres ont été identifiés *Penicillium* sp. (2 isolats), *Cladosporium* sp. (1 isolat) et *Rhizopus* sp. (1 isolat). La diversité y est relativement faible par rapport aux autres sites (Fig. 17).

Les isolats de la zone de Messaoudi (M) ont montré la présence de *Cladosporium* sp. (2 isolats) et *Rhizopus* sp. (2 isolats), 1 isolat de *Fusarium* sp. et un isolat *d'Absidia* sp. La composition montre une diversité modérée avec absence des genres majoritaires observés dans d'autres sites (Fig.18).

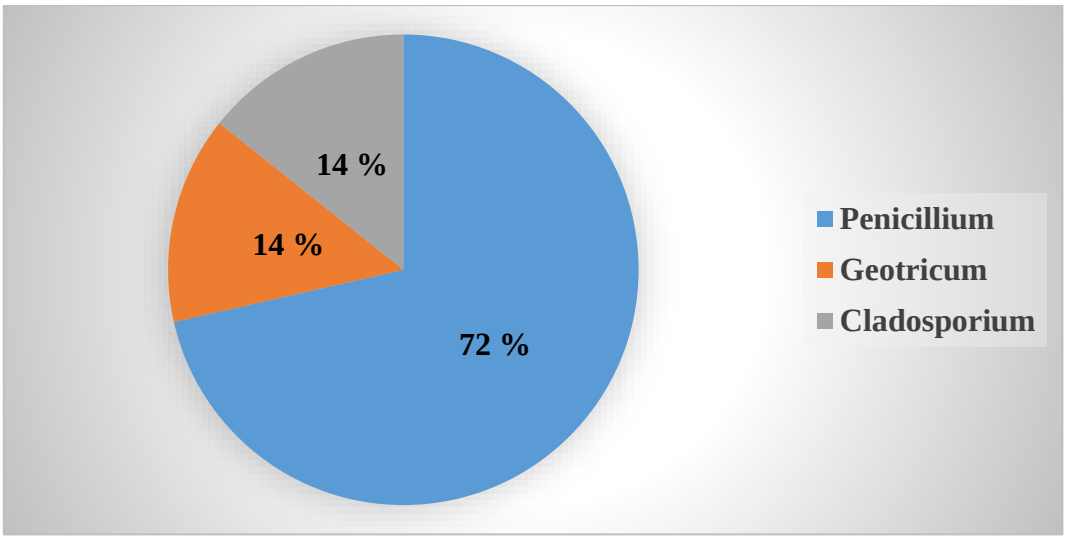


Figure 16 : Distribution des genres de champignons isolés dans le site de l'université (U).

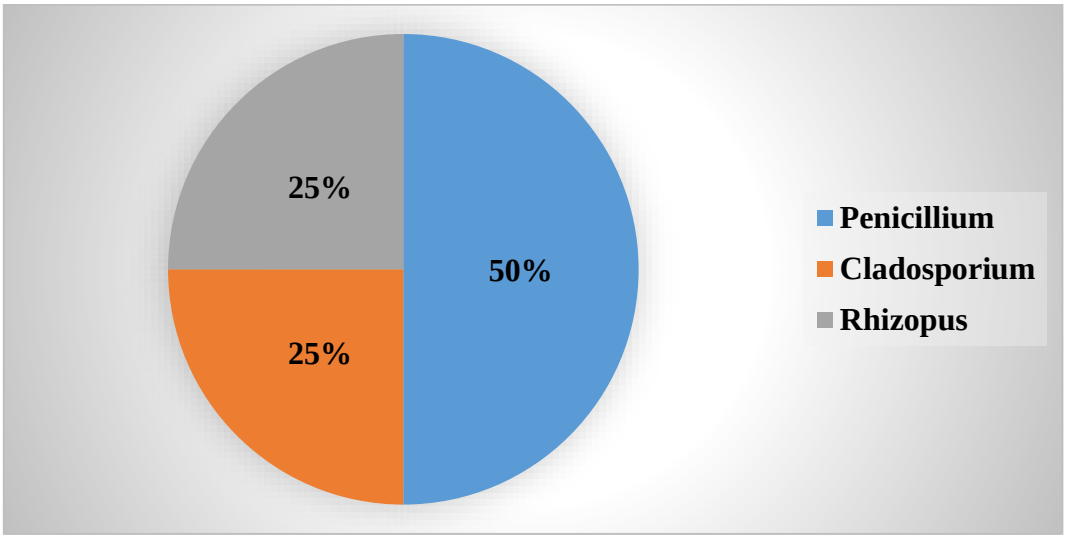


Figure 17 : Distribution des genres dans la zone de la cité universitaire (C).

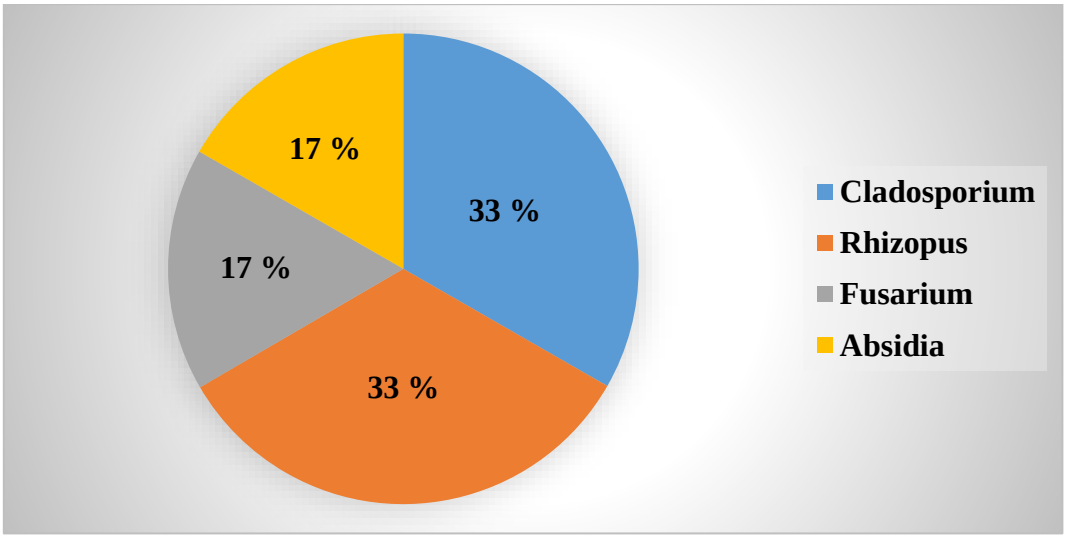


Figure 18 : Distribution des genres dans la zone de Messaoudi (M).

Les isolats de la zone de Bourbih (B) est le plus riche avec 17 isolats (≈ 48,48 % du total). Le genre *Fusarium* sp. domine la majorité des isolats avec 11 isolats identifiés, suivi par *Cladosporium* sp. avec 3 isolats. Les genres *Geotricum* sp. *Mucor* sp. et *Aspergillus* sp. sont représentés chacun par un seul isolat. Cette forte abondance de *Fusarium* sp. reflète une adaptation particulière à ce type de sol (Fig. 19).

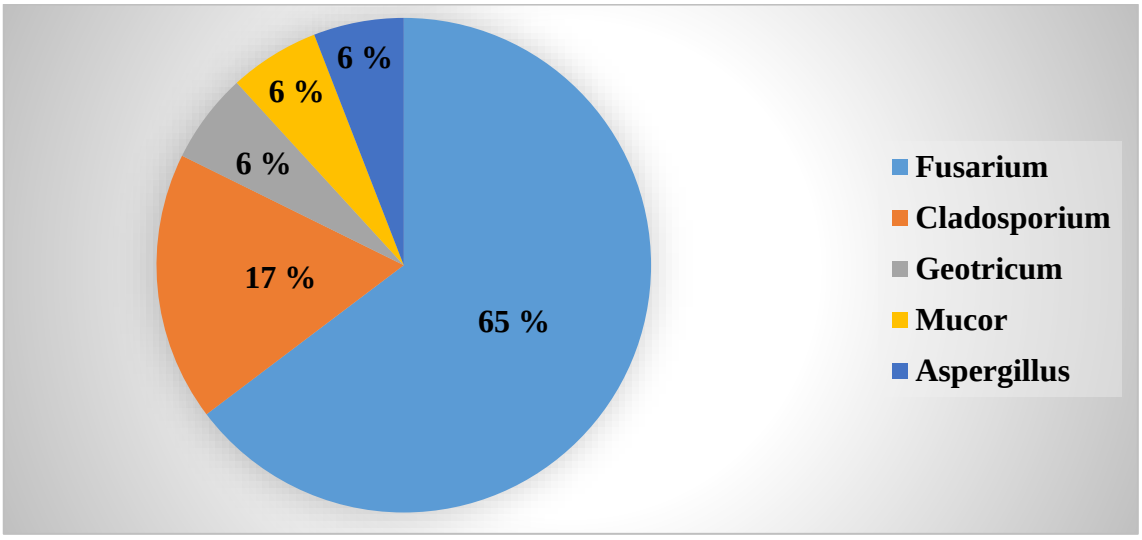


Figure 19 : Distribution des genres dans la zone Berbih (B).

L'analyse comparative des zones étudiées révèle des différences notables dans la répartition des genres fongiques. La zone (B) se distingue par une richesse et une dominance marquée du genre *Fusarium* sp. représentant presque la moitié des isolats identifiés. La zone (U), quant à elle, est caractérisée par la prépondérance de *Penicillium* sp., tandis que la zone (M) présente une diversité moyenne avec la coexistence de plusieurs genres sans dominance claire de l'un par rapport aux autres. Enfin, la zone (C) montre une diversité réduite et un nombre d'isolats limité. Ces résultats suggèrent que la composition mycologique varie considérablement selon la nature et les conditions écologiques de chaque sol.

IV. 2. Discussion

L'isolement des champignons à partir des échantillons de sol prélevés dans les quatre sites (Berbih, Université, La Cité universitaire et Messaoudi) a révélé une diversité fongique notable. Cependant, la répartition des isolats a montré une domination marquée du genre *Fusarium* sp., avec un total de 12 isolats dont 11 issus du sol agricole de Berbih et un seul de Messaoudi. Cette forte représentation traduit le caractère opportuniste de ce genre, connu pour sa capacité à coloniser les sols riches en matière organique et en humidité. Les conditions locales de Berbih (nature agricole et abondance de résidus végétaux) semblent ainsi avoir favorisé sa prolifération. À l'inverse, l'étude de **Bouhemara et Bouhennache (2019)** menée sur des sols salins, a montré que le genre *Penicillium* sp. était le plus représenté (30 %), contre seulement 15 % pour *Fusarium* sp., confirmant que la nature du sol (salin vs agricole) influence directement la composition de la flore fongique.

En parallèle, le genre *Penicillium* sp. est apparu comme le second plus fréquent avec 7 isolats répartis principalement entre le site de l'Université (5 isolats) et celui de La Cité universitaire (2 isolats). Cette distribution illustre la capacité de ce genre à coloniser les environnements semi-urbains, où l'activité anthropique (accumulation de déchets organiques et humidité liée à l'irrigation) crée des conditions propices à sa croissance. Il s'agit de contaminants fréquents des régions tempérées. **(Tabuc, 2007)**. Ces résultats rejoignent ceux de l'étude de Touati et Amor (2016), qui ont également montré la dominance de *Penicillium* sp. dans des sols arides, soulignant ainsi sa plasticité écologique et sa faculté d'adaptation à divers environnements.

Le genre *Cladosporium* sp. a été isolé avec 6 souches réparties entre Berbih, La Cité universitaire et Messaoudi. Champignon aéroporté, il est capable de coloniser rapidement les surfaces exposées, ce qui explique sa présence dans différents environnements. D'autres genres ont été identifiés en proportions moindres, tels que *Rhizopus* sp. avec 3 isolats, suivie par *Geotrichum* sp. avec 2 isolats, et enfin, *Absidia* sp., *Mucor* sp. et *Aspergillus* sp. avec 1 seul isolat chacun. Bien que moins fréquents, ces genres contribuent à enrichir la diversité fongique et leur présence souligne l'importance des caractéristiques édaphiques (structure, humidité, matière organique) dans la régulation de la diversité et de l'abondance des champignons.

Aspergillus sp. est un genre fongique qui a une large répartition géographique, mais est plus souvent associé aux régions à climat chaud **(Castegnaro et Pfohl-Leszkowicz, 2002)**. Le genre *Aspergillus* sp. a aussi la capacité de répondre à diverses contraintes telles que les changements de pH, les stresses osmotiques et oxydatifs. **(Calvo *et al*., 2002)**.

La distribution des champignons dans un sol donné peut être influencée par certains facteurs environnementaux tels que le pH du sol, les teneurs en eau, la température, la disponibilité du carbone organique et de l'azote **(Gadi, 2012)**.

Dans l'ensemble, les résultats de cette étude mettent en évidence la prédominance de *Fusarium* sp. dans les sols de Djelfa, contrairement à d'autres recherches menées en milieux salins ou arides où *Penicillium* sp. dominait **(Bouhemara et Bouhennache, 2019 ; Touati et Amor, 2016)**.

Cette divergence souligne le rôle déterminant des conditions écologiques propres à chaque site (agricole, urbain, aride ou salin) dans la structuration de la flore fongique locale. Au-delà de leur simple présence, les champignons isolés jouent des rôles écologiques et sanitaires variés:

- **Au niveau du sol :** les genres *Penicillium* sp., *Aspergillus* sp., *Mucor* sp. et *Rhizopus* sp. participent activement à la décomposition de la matière organique et au recyclage des éléments nutritifs, contribuant ainsi à la fertilité des sols. Toutefois, une prolifération excessive peut déséquilibrer la communauté microbienne.
- **Au niveau des plantes :** *Fusarium* sp. constitue un agent pathogène majeur, responsable de fusarioses racinaires et foliaires entraînant des flétrissements et des pertes de rendement. *Cladosporium* sp. et *Geotrichum* sp. peuvent provoquer des altérations superficielles des cultures ou des dégradations post-récolte, tandis que *Rhizopus* sp est bien connu comme agent du pourrissement du pain et des légumes stockés.
- **Au niveau de la santé humaine :** certains genres tels que *Aspergillus* sp. et *Cladosporium* sp. sont des opportunistes pathogènes, pouvant provoquer des affections respiratoires ou allergiques, en particulier chez les sujets sensibles (enfants**,** asthmatiques, immunodéprimés).

De plus, certaines espèces de *Fusarium* sp. et *Aspergillus* sp. produisent des mycotoxines, dangereuses pour la santé humaine et animale via la chaîne alimentaire. Ainsi, la flore fongique isolée de ces sols traduit un équilibre entre genres bénéfiques sur le plan écologique et d'autres présentant des risques phytosanitaires ou médicaux, justifiant l'importance de leur étude approfondie.

La comparaison entre nos résultats et les travaux antérieurs confirme que les conditions environnementales spécifiques à chaque site constituent le facteur clé de la structuration de la flore fongique, et ouvre la voie à de futures recherches multidimensionnelles pour mieux comprendre ces interactions.

Conclusion et Perspectives

Conclusion et Perspectives

L'objectif de ce mémoire était l'isolement et l'identification de quelques moisissures à partir des sols de différents sites de la wilaya de Djelfa (Brebih, Université, Cité et Massaoudi). Les isolements réalisés sur milieux PDA et MEA ont révélé une diversité mycologique notable. L'étude macroscopique et microscopique a permis de mettre en évidence plusieurs genres, parmi lesquels *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Aspergillus* sp., *Geotricum* sp. et *Cladosporium* sp., ainsi que d'autres genres présents en proportions moindres.

L'analyse comparative entre les sites étudiés a montré que la distribution quantitative et qualitative des isolats varie en fonction des caractéristiques du sol. Le site de Brebih a présenté une richesse plus marquée, traduisant l'influence des facteurs édaphiques et de la teneur en matière organique sur la composition mycologique. Le genre *Fusarium* sp. s'est distingué par une nette dominance, ce qui confirme son ubiquité et sa capacité d'adaptation aux conditions pédoclimatiques de la région. Ces résultats constituent une contribution à la connaissance de la biodiversité fongique dans un milieu semi-aride tel que celui de Djelfa, encore peu exploré sur le plan mycologique. Ils mettent en évidence le rôle écologique des moisissures dans la dynamique des sols et ouvrent également des perspectives intéressantes quant à leur potentiel biotechnologique, notamment en matière de production d'enzymes, de métabolites secondaires et de substances antimicrobiennes.

Dans l'avenir, il serait pertinent de développer ce travail selon plusieurs axes. Tout d'abord, d'approfondir l'étude de la diversité fongique en élargissant le champ d'échantillonnage à d'autres sites de la wilaya. De compléter l'identification phénotypique par une autre moléculaire (PCR et séquençage) afin d'obtenir une identification plus précise. D'évaluer le potentiel enzymatique et antimicrobien des isolats, particulièrement ceux du genre *Fusarium* sp. et *Penicillium* sp., connus pour leur richesse métabolique. Et enfin d'étudier l'influence des paramètres édaphiques et climatiques (pH, salinité, matière organique) sur la distribution et l'activité biologique des champignons isolés.

Ce travail demeure une première approche modeste mais significative, qui met en lumière la richesse des sols de Djelfa en champignons filamenteux et ouvre la voie à des recherches futures visant à valoriser ces ressources microbiennes tant sur le plan fondamental qu'appliqué.

Références Bibliographiques

Références Bibliographiques

- **A. S. A.** Algerian Space Agency. 2016.
- **ACGIH.** 1999. Bioaérosols : assessment and control, Janet Macher Editor.
- **Adams, T. H., Wieser, J. K. et Yu, J. K.** 1998. Asexual sporulation in *Aspergillus nidulans*. Microbiology and Molecular Biology Reviews. (62) : 35-54.
- **Aurélie, L**. 2013. Caractérisation et identification des champignons filamenteux par spectroscopie vibrationnelle. Thèse de doctorat, Université de Reims Champagne Ardenne, Ecole doctorale Sciences Technologie Santé, France. 194p.
- **Barker, T. W. et Worgan, J. T.** 1981. The application of air lift fermenters to the cultivation of filamentous fungi. European Journal of Applied Microbiology and Biotechnology. 13 : 77-83-148.
- **Barnett, H. L. et Hunter, B. B.** 1998. Illustrated Genera of Imperfect Fung. 4th ed. APS Press, St. Paul, MN.
- **Benkakouz, M. 2002.** Production de la protéase neutre par *Aspergillus oryzae* sur déchets d'orange. Optimisation du milieu de culture, purification partielle et étude des propriétés physico-chimiques de l'enzyme. Thème de magister, Université des Frères Mentouri de Constantine, Constantine, Algérie.
- **Blackwell, M., Vilgalys, R., James, T. Y. et Taylor, J. W.** 2012. Fungi, Eumycota : mushrooms, sac fungi, yeast, molds, rusts, smuts, etc... Version 30 January 2012.
- **Boiron, P.** 1996. Organisation et biologie ds champignons. Nathan, Paris. pp: 13-19-69-79.
- **Botton, B., Breton, A., Fevre, M., Gauthier, S., Guy, P., Larpent, J. P., Reymond, P., Sanglier, J. J., Vayssier, Y. et Veau, P.** 1999. Moisissures utiles et nuisibles. Importance industrielle. Masson, Paris. pp : 41-220.
- **Botton, B., Bretton, A., Fevre, M., Gautier, S., Guy, P. H., Larpent, J. P., Reymond, P., Sanglier, J-J., Vayssier, Y. et Veau, P.** 1990. Moisissures utiles et nuisibles, importance industrielle. (Edn.) Masson, Paris. 512p.
- **Boudih, S.** 2011. Identification des moisissures et de leurs métabolites secondaires colonisant des supports papiers. Évolution de la toxicité sur des cellules épithéliales respiratoires in vitro. Thèse de l'Université Paris. École doctorale : Agriculture, Alimentation, Biologie, Environnement et Santé. 186p.
- **Bouhmara, Y. et Bouhennache, H**. 2019. L'étude de l'activité antibactérienne des moisissures isolées à partir des milieux salins.

- **Bouix, M. et Leveau, J. Y.** 1999. Production des enzymes. In Scriban R (Ed. Biotechnologie). Édition Lavoisier. P : 344-400.
- **Bourgeois, C. M., Mescle, J. F. et Zucca, J.** 1989. Microbiologie alimentaire : aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. Lavoisier, Paris. pp : 216-244.
- **Bousseboua, H.** 2003. Cours de microbiologie générale. Protistes eucaryotes. Édition Université Mentouri Constantine. pp: 9-13.
- **Brager, A., Richer, M. M. et Roustel, S.** 2007. Alimentation, sécurité et contrôles microbiologiques. Édition Educaagri. PP : 38.
- **Brock, T. D.** 1970. Biology of Microorganisms. Prentice-Hall, Inc., Englewood Cliffs, New Jersey.
- **Calvo, A. M., Wilson, R. A., Bok, J. W. et Keller, N. P.** 2002. Relationship between secondary metabolism and fungal development. Microbiology and Molecular Biology Reviews. 66 (3) : 447-459.
- **Castegnaro, M. et Pfohl-Leszkowicz, A.** 2002. Les mycotoxines: contaminants omniprésents dans l'alimentation animales et humaines. In : M. Moll, N. Moll (Eds) La sécurité alimentaire du consommateur, Tec & doc, Lavoisier, Londres, Paris, New York. 127-179.
- **Chabasse, D., Bouchara, J. P., De Gentile, L., Cimon, B., Brun, S. et Penn, P.** 2002. Les Moisissures d'Intérêt Médical. Cahier de formation N° 25, Bioforma : Paris ; 160.
- **Chasseur, C. et Nolard, N.** 2003. Les champignons de l'habitat 1ère partie : introduction à la mycologie, risques pour la santé. Expertises. pp : 3-4-7-8.
- **Davet, P.** 1996. Vie microbienne du sol et production végétale. INRA, Paris. P : 52-57.
- **Delgado-Jarana, J., Rincon, A. M. et Benitez, T.** 2002. Aspartyl protease from *Trichoderma harzianum* CECT 2413 : cloning and characterization. Microbiology. 148 : 1305-1315.
- **Delphine, M.** 2012. Exposition aux moisissures en environnement intérieur : méthodes de mesure et impacts sur la santé. Thèse de doctorat, Université de Rennes 1, France. 182p.
- **Djebaili, S.** 1984. Recherches phytosociologiques et phytoécologiques sur la végétation des Hautes Plaines steppiques et de l'Atlas saharien. O.P.U., Alger. 177p.
- **Doghmani, N., Rezaigula, D. et Ferdi, K.** 2022. Recherche des moisissures dans les aliments des ruminants. Mémoire de Master, Université 8 Mai 1945, Guelma, Algérie. 80p.
- **Dufresne, P.** 2014. Identification des champignons d'importance médicale. Stage de laboratoire, Institut National de Santé Publique, Québec (Canada). 62p.

- **El-Khoury, A.** 2007. "Champignons mycotoxinogènes et Ochratoxine A (OTA) et Aflatoxine B1 (AFB1) dans les vignobles libanais : occurrence et origine." Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique, Toulouse, France. 200p.
- **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 et moléculaires." "Revue des maladies respiratoires." (34) : 1124-1137.
- **Gadi, O.** 2012. Identification des espèces de moisissures toxinogènes dans l'alimentation du bétail et détection des aflatoxines et de l'ochratoxine A. Mémoire de Mgister, université de Tlemcen, Tlemcen, Algérie.
- **Ghorri, S.** 2015. Isolement des microorganismes possédant une activité anti-Fusarium. Thèse de doctorat, Université Frères Mentouri, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Microbiologie, Algérie. 116p.
- **Guezlene, N. T., Kahlouche, B. et Athamani, S. G.** 2012. Microbiologie travaux pratiques. 2ème édition corrigée 2012. P : 32, 140.
- **Halitim, A.** 1988. Sols des régions arides d'Algérie. Office des publications universitaires. p : 54.
- **Heritage, J., Evans, E. G. V. et Killington, R. A.** 1996. Introductory microbiology. Cambridge University Press. 8 : 18-23.
- **Hirche, A., Alouat, M. et Oukil, Y.** 2020. Étude diachronique des conditions du milieu et de la végétation d'une zone steppique (2001–2015) : cas de la Wilaya de Djelfa (Algérie)."
- **Kachour, L.** 2004. "Identification des moisissures isolées à partir des eaux du lac Oubeira (PNEK) et impact des eaux usées sur leur diversité. Mémoire de Magister, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie. 259p.
- **Leclerc, H., Meyer, A. et Deianu, J.** 1955. Cours de microbiologie générale (nouveau programme). Éd. Doin. 77p.
- **Leyral, G. et Vierling, E.** 2001. Microbiologie et toxicologie des aliments. Hygiène de sécurité alimentaire. 3ème édition, 267p.
- **Linas, M. D., Morassin, B. et Recco, P.** 1998. "Actualités sur Alternaria : écologie." "Revue française d'allergologie et d'immunologie clinique." 38 (4) : 349-355.
- **Lutzoni, F., Kauff, F., Cox, C. J., Mclaughlin, D., Celio, G., Dentinger, B., Padamsee, M., Hibbett, D., James, T. Y., Baloch, E., Grube, M., Reeb, V., Hofstetter, V., Schoch, C., Arnold, A. E., Miadlikowska, J., Spatafora, J., Johnson, D., Hambleton, S., Crockett, M., Shoemaker, R., Sung, G. H., Lücking, R., Lumbsch, T., O'Donnell, K., Binder, M., Diederich, P., Ertz, D., Gueidan, C., Hansen, K., Harris, R.C., Hosaka, K.,**

Lim, Y. W., Matheny, B., Nishida, H., Pfister, D., Rogers, J., Rossman, A., Schmitt, I., Sipman, H., Stone, J., Sugiyama, J., Yahr, R. et Vilgalys, R. 2004. "Assembling the fungal tree of life : progress, classification, and evolution of subcellular traits." "American Journal of Botany." 91 : 1446–1480.

- **Meghazi, N.** 2015. "Activité antifongique de quelques huiles essentielles sur les moisissures du blé stocké." Thèse de Magister, École Nationale Supérieure Agronomique, El-Harrach, Alger, Algérie. 100p.
- **Nasraoui, B.** 2015. Les champignons et pseudo-champignons pathogènes des plantes cultivées. Tunisie, Institut National Agronomique de Tunisie. 180p.
- **Nicklin, J.,** Graeme-Cook, K., Paget, T. et Killington, R. 2000. L'essentiel en microbiologie. Édition Berti. pp : 210-216.
- **Nicklin, J., Greame-Cook, K., Paget, T. et Killington, R.** 1999. Essentiel en microbiologie. (edn) BERTI, Paris. 365p.
- **Office National des Statistiques.** 2017. Monographie de la wilaya de Djelfa. (pp : 14). Alger : ONS.
- **Pouget, M.** 1980. Les relations sol-végétation dans les steppes sud-algériennes. Trav. et Doc. ORSTOM, Paris, pp : 53.
- **Pouget, M.** 1971. Étude agro-pédologique du Bassin du Zahrez Gharbi à 1/100.000 (Feuille Rocher de Sel). Étude D.E.M.R.H., Alger, 160p et 5 cartes couleur (cartes des groupements végétaux et aptitudes du milieu en collaboration avec H. N. Le Houérou).
- **Prescott, L. M., Harley, J. P., Klein, D., Bacq-Calberg, C.-M. et Dusart, J.** 2003. Microbiologie. 2ème édition française ; pp : 11-37.
- **Ramade, F.** 1997. La conservation des écosystèmes méditerranéenne. Aménagement et Nature. nº 121.
- **Reboux, G., Roussel, S. et Grenouillet, F.** 2006. Moisissures de l'environnement agricole. Journal of Mycological Medicine. 16 : 248-262.
- **Regnault, J. P.** 1990. Microbiologie générale (Edn) Decarie, Paris.
- **Rivierer, J.** 1975. Microbiologie industrielle et génie biochimique. (edn) Masson et Cie.
- **Rocchi, S., Reboux, G., Frossard, V., Scherer, E., Valot, B., Laboissière, A., Zaros, C., Vacheyrou, M., Gillet, F., Roussel, S., Raherison, C., Million, L. et Elfe team.** 2015. Microbiological characterization of 3193 French dwellings of Elfe cohort children. Sci. Total Environ. 505 : 1026-1035.
- **Scriban, R.** 1993. Biotechnologie. 4ème édition. Technique et documentation, Lavoisier, Paris. pp : 30-695.

- **Tabuc, C.** 2007. Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique de Toulouse et de l'Université de Bucarest, Toulouse, France. 190p.
- **Tortora, G., Funke, B. et Case, C.** 2017. Introduction à la microbiologie. 3ème édition. Montréal ; Toronto ; Paris : Pearson ; Saint-Laurent (Québec) : Ed. du Renouveau pédagogique. 314p.
- **Touati, R. et Amor Chelhi, L.** 2016. Isolement et identification des moisissures d'une zone aride. Mémoire de Master, université des Frères Mentouri, Constantine, Algérie. 53p.
- **Trayssac, J.** 1980. "Étude morphologique du bassin versant de l'oued Mellah Djelfa (versant nord des monts des Ouled Naïls) en Algérie." Thèse Doctorat 3ème cycle, Univ. Poitiers, Fac. Hum., 221p.
- **Uchikoba, T., Mase, T., Arima, K., Yonezawa, H. et Kaneda, M.** 2001. Isolation and characterization of a trypsine-like protease from *Trichoderma viride*. Biological and Chemistry. 382 : 1509-1513.
- **Urbanek, H. et Yirdaw, G.** 1984. "Hydrolytic ability of acid protease of *Fusarium culmorum* and its possible role in phytopathogenesis." "Acta Microbiologica Polonica." 33 : 131-136.

Webographie

- https://www.facebook.com/CartographieAlgerie (Consulté le 17 mars 2025).

Annexes

Annexe

Annexe 1 : Préparation de l'eau physiologique

Eau distillée……216 ml

- 24 tubes en verre stériles **(6 tubes pour chaque échantillon).**

- Dans chaque tube, placer 9 ml d'eau physiologique **(NaCl 9 ‰).**

- Stériliser par autoclavage à 121°C / 15 min.

Annexe 2: Préparation du milieu PDA (Pomme de terre – Dextrose – Agar)

1. Composants (pour 1 L de milieu)

Pommes de terre fraîches ..... 200 g

Glucose **(dextrose)** ..... 20 g Agar-agar

15–20 g Eau distillée 1000mL

2. Méthode de préparation

A. Préparation des pommes de terre

- Laver soigneusement les pommes de terre pour éliminer toute trace de terre.

- Les éplucher et les couper en petits cubes réguliers.

B. Cuisson

- Placer les cubes de pommes de terre dans environ 500 ml d'eau distillée.

- Faire bouillir pendant 30 minutes pour extraire les nutriments.

C. Filtration

- Filtrer l'extrait obtenu à l'aide d'une gaze stérile ou d'un filtre propre.

-Compléter le volume du filtrat avec de l'eau distillée jusqu'à atteindre 1 L.

D. Ajout des composants

- Ajouter 20 g de glucose et 15–20 g d'agar-agar au filtrat.

- Chauffer et agiter jusqu'à dissolution complète.

E. Stérilisation

- Répartir le milieu dans des flacons adaptés.

- Stériliser à l'autoclave à 121 °C pendant 20 minutes.

F. Utilisation

- Laisser refroidir à environ 50 °C avant de couler dans des boîtes de Pétri stériles.

- Répéter la préparation si nécessaire**.**

Annexe 3: Préparation du milieu Malt Extract Agar (MEA)

1- Composition

Extrait de malt : 20 g

Peptone : 1.5 g

Agar : 20 g

Eau distillée : 1 litre

2- Méthode de préparation

1. Peser et mélanger les composants dans un bécher avec 1 litre d'eau distillée.

2. Chauffer le mélange tout en remuant jusqu'à dissolution complète.

3. Stériliser en autoclave à 121°C pendant 15 minutes.

4. Laisser refroidir le milieu à environ 45-50°C.

5. Verser le milieu stérilisé dans des boîtes de Pétri en conditions aseptiques.

6. Laisser solidifier avant utilisation.

RESUME

Les moisissures, quant à elles, sont des champignons filamenteux de taille microscopique, capables de coloniser une grande variété de substrats. L'objectif de ce travail est d'isoler et d'identifier quelques moisissures présentes dans les sols de la wilaya de Djelfa. Des échantillons de sol ont été collectés dans quatre sites (Université, Brebih, Cité et Massaoudi), puis ensemencés sur les milieux PDA et MEA à l'aide de la technique des dilutions. Après isolement et purification, des observations macroscopiques et microscopiques ont permis l'identification des genres fongiques. Les résultats ont révélé un total de 36 souches, appartenant à huit genres fongiques : *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Cladosporium* sp., *Rhizopus* sp., *Geotrichum* sp., *Mucor* sp., *Absidia* sp. et *Aspergillus* sp. Cette étude met en évidence la richesse des sols en champignons microscopiques et souligne leur importance écologique et sanitaire.

Mots clés : Moisissures, sols, isolement, identification, Djelfa.

ملخص

الأعفان هي فطريات خيطية مجهرية الحجم، قادرة على استعمار مجموعة كبيرة ومتنوعة من الأسطح. الهدف من هذا العمل هو عزل وتحديد بعض الأعفان الموجودة في تربة ولاية جلفة. تم جمع عينات من التربة من أربعة مواقع (الجامعة، بربيح، الإقامة الجامعية ومسعودي)، ثم زرعت على وسط PDA و MEA باستخدام تقنية التخفيف. بعد العزل والتنقية، سمحت الملاحظات المجهرية والعيانية بتحديد أنواع الفطريات. وكشفت النتائج عن وجود ما مجموعه 36 سلالة تنتمي إلى ثمانية أنواع فطرية :*Penicillium* sp. *Fusarium* sp. و *Cladosporium* sp. و *Rhizopus* sp. و *Geotrichum* sp. و *Mucor* sp. و *Absidia* sp. و *Aspergillus* sp. ; وتسلط هذه الدراسة الضوء على تنوع التربة بالفطريات المجهرية وتؤكد على أهميتها البيئية والصحية.

الكلمات المفتاحية: فطريات مجهرية، تربة، عزل، تحديد، ولاية الجلفة .

ABSTRACT

Molds, on the other hand, are microscopic filamentous fungi capable of colonizing a wide variety of substrates. The objective of this work is to isolate and identify some molds present in the soils of the Wilaya of Djelfa. Soil samples were collected from four sites (University, Brebih, Cité, and Massaoudi) and then seeded on PDA and MEA media using the dilution technique. After isolation and purification, macroscopic and microscopic observations enabled the identification of fungal genera. The results revealed a total of 36 strains belonging to eight fungal genera: *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Cladosporium* sp., *Rhizopus* sp., *Geotrichum* sp., *Mucor* sp., *Absidia* sp., and *Aspergillus* sp. This study highlights the richness of soils in microscopic fungi and emphasizes their ecological and health importance.

Keywords: Molds, soils, isolation, identification, Djelfa.