

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 عين تموشنت بلحاج بوشعيب

Université –Ain Temouchent- Belhadj Bouchaib

Faculté des Sciences et de Technologie

Département de Biologie



Projet de Fin d'Etudes

En vue de l'obtention du diplôme de Master en : Sciences Biologiques

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences biologiques

Spécialité : Microbiologie appliquée

Thème

**Etude de certaines activités biologiques de quelques moisissures
isolées du sol salin de Sebkha d'Oran : région de HASSI
GHALA**

Soutenu le : 18/06/2026

Présenté Par :

1. Melle. GUENAOUI Imane Fatima Zahra
2. Melle. KASMI Fatima
3. Melle. FESSIOU Fatima Zahra

Devant le jury composé de :

Pr BOUAMRA M	Professeur UAT.B. B (Ain Temouchent)	Président
Dr BOUCHOUICHA S	MCB UAT.B. B (Ain Temouchent)	Examineur
Pr. ZIANE Mohammed	Professeur UAT.B. B (Ain Temouchent)	Encadrant

Année Universitaire 2025/2026

الملخص

تُعد السبخات، التي تتسم بتربة شديدة الملوحة وظروف بيئية قصوى، أنظمةً بيئيةً مُقيدةً (صعبة). ومع ذلك، فهي تحتضن ميكروفلورا فطرية متنوعة مُتحملة للملوحة، تمتلك قدرات بيولوجية جديرة بالاهتمام. هدفت هذه الدراسة إلى عزل وتوصيف جزئي للنشاطات البيولوجية للعفن (الفطريات الخيطية) المُستخلصة من تربة سبخة "حاسي الغلة" (بمنطقة وهران). تمّ العزل عن طريق التلقيح المباشر لشظايا التربة على وسطي PDA و Czapek Dox المُضاف إليهما كلوريد الصوديوم (بنسبة 10% و 15%)، وحُضنت عند درجة حرارة 25 مئوية. أظهرت العزلات التسع عشرة التي تم الحصول عليها، والموزعة على أربعة أجناس (حيث سيطر جنس *البنسيليوم* بنسبة 46%، يليه *الرشاشية* بنسبة 27%، ثم *المخاطية* بنسبة 18%، وأخيراً *الفيوزاريوم* بنسبة 9%)، تبايناً إنزيمياً ملحوظاً. فقد عبّرت جميعها عن نشاط أميليزي وبروتيازي، كما أظهر 90% منها نشاطاً سيلولازياً. لم يُكتشف أي نشاط مضاد للبكتيريا؛ في المقابل، لوحظ نشاط مضاد للفطريات تجاه بعض العزلات المحلية (الأصلية). تُبرز هذه النتائج الأهمية البيئية والتقنية الحيوية لهذه السلالات، وتفتح المجال أمام دراسات جزيئية معمّقة، وكذلك استثمار مُستقبلاتها في قطاعات صناعية متنوعة.

الكلمات المفتاحية: بيئة مالحة قصوى، فطريات محبة للملوحة (مُتحملة للملوحة)، نشاط بيولوجي، تقانة حيوية.

Résumé

Les sebkhas, caractérisées par des sols hypersalins et des conditions environnementales extrêmes, constituent des écosystèmes contraignants. Néanmoins, ils hébergent une microflore fongique halotolérante diversifiée, dotée de remarquables potentialités biologiques. Cette étude avait pour objectifs l'isolement et la caractérisation partielle des activités biologiques de moisissures issues des sols de la sebkha de Hassi El Ghala (région d'Oran). L'isolement a été réalisé par ensemencement direct de fragments de sol sur milieux PDA et Czapek Dox additionnés de NaCl (10 et 15 %), incubés à 25 °C. Les 19 isolats obtenus, répartis en quatre genres (*Penicillium* dominant à 46 %, suivi d'*Aspergillus* à 27 %, *Mucor* à 18 % et *Fusarium* à 9 %), ont révélé une variabilité enzymatique notable. Tous ont exprimé une activité amylasique et protéasique, et 90 % d'entre eux présentaient une activité cellulasique. Aucune activité antibactérienne n'a été détectée ; en revanche, une activité antifongique a été observée vis-à-vis de certains isolats autochtones. Ces résultats soulignent l'intérêt écologique et biotechnologique de ces souches, et ouvrent la voie à des investigations moléculaires approfondies ainsi qu'à la valorisation de leurs métabolites dans des secteurs industriels variés.

Mots clés : Milieu extrême salin, moisissures halophiles, activité biologique, biotechnologie.

Abstract

Sebkhas, characterized by hypersaline soils and extreme environmental conditions, constitute challenging ecosystems. Nevertheless, they harbor a diverse halotolerant fungal microflora, endowed with remarkable biological potentialities. This study aimed at the isolation and partial characterization of the biological activities of molds from the soils of the Hassi El Ghala sebkha (Oran region). Isolation was carried out by direct plating of soil fragments on PDA and Czapek Dox media supplemented with NaCl (10 and 15%), incubated at 25 °C. The 19 isolates obtained, distributed among four genera (*Penicillium* dominant at 46%, followed by *Aspergillus* at 27%, *Mucor* at 18%, and *Fusarium* at 9%), revealed notable enzymatic variability. All expressed amylase and protease activities, and 90% of them exhibited cellulase activity. No antibacterial activity was detected; however, antifungal activity was observed against certain indigenous isolates. These results underscore the ecological and biotechnological interest of these strains, and pave the way for further molecular investigations as well as the valorization of their metabolites in various industrial sectors.

Keywords: Extreme saline environment, halophilic molds, biological activity, biotechnology.

Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu tout-puissant de nous avoir accordé la santé, la volonté et le courage nécessaires pour accomplir ce travail et poursuivre notre parcours dans le domaine du savoir.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude au Professeur ZIANE M pour la direction de ce travail, ainsi que pour son aide précieuse, sa disponibilité, sa patience, ses encouragements constants et ses conseils avisés qui nous ont accompagnés tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Nous adressons également nos sincères remerciements aux membres du jury Professeur BOUAMRA M et Docteur BOUCHOUICHA S qui nous ont honorés par leur présence et qui ont consacré de leur temps à l'évaluation de notre travail.

Nous remercions chaleureusement tous les enseignants du département de Biologie de l'Université Belhadj Bouchaïb d'Aïn Témouchent pour leur accompagnement, leur disponibilité et leur soutien tout au long de notre parcours universitaire.

Nos sincères remerciements s'adressent également au personnel du laboratoire du département Biologie de Université Belhadj Bouchaïb d'Aïn Témouchent ainsi qu'au personnel du laboratoire de Hôpital Medaghri Ahmed pour leur aide, leur accueil et leur collaboration.

Enfin, il nous est particulièrement agréable d'adresser, à travers ce modeste travail, nos sincères remerciements à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation et à l'élaboration de ce mémoire. Leur aide, leurs conseils, leur présence et leurs encouragements nous ont été d'un grand soutien.

Fatima, Imane et Fatima Zahra

Dédicace

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

﴿وَفَوْقَ كُلِّ ذِي عِلْمٍ عَلِيمٌ﴾

سورة يوسف، الآية 76

Avant tout, je remercie Dieu Tout-Puissant de m'avoir donné la force, la santé, la volonté et le courage nécessaires pour achever ce travail.

Je dédie ce travail à :

- ❖ *À mon cher père **Abdelhamid**, pour la confiance qu'il m'a toujours accordée, son soutien indéfectible et sa présence à chaque étape de ma vie. Merci d'avoir toujours cru en moi et en la personne que je suis, et pour tout l'amour que tu m'as toujours porté ;*
- ❖ *À ma chère mère **Khadra**, pour son amour infini, sa patience, ses prières et son dévouement sans limites. Ta présence à mes côtés a toujours été ma plus grande source de réconfort et de courage ;*
- ❖ *À mes chères sœurs **Mayada** et **Habiba**, ainsi qu'à mon cher frère **Mohammed Siradj Eddine**, pour leur amour sincère et leur présence précieuse. Vous avez toujours été un pilier important dans ma vie ;*
- ❖ *À mes chères **Imane** et **Fatima**, pour leur amitié sincère, leur soutien, leur esprit d'équipe et les efforts fournis tout au long de ce travail. Merci pour les beaux moments partagés et les précieux souvenirs que je garderai de cette expérience.*

À toutes les personnes ayant contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce mémoire.

Fatima Zahra

Dédicace

﴿وَقُلْ رَبِّ زِدْنِي عِلْمًا﴾

سورة طه، الآية 114

Je dédie ce modeste travail :

- ❖ *À mes chers parents bien-aimés, pour leur amour, leurs sacrifices, leur soutien et leurs encouragements constants tout au long de mon parcours ;*
- ❖ *À mon grand-père Houcine, en témoignage de mon profond respect, de mon affection et de ma reconnaissance ;*
- ❖ *À mes chers frères « Abdelaziz et Abdelrahmen », pour leur soutien, leurs encouragements et tous les moments de complicité partagés ;*
- ❖ *À mes sœurs que la vie m'a données « Fadia, Imane et Fatima », pour leur affection, leur compréhension et leur précieux soutien durant cette aventure académique ;*
- ❖ *À toute la famille KASMI et la famille NADJI, pour leurs prières, leurs encouragements et leur soutien moral ;*
- ❖ *À toutes les personnes ayant contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce mémoire.*

Avec tout mon respect, mon amour et ma gratitude.

Fatima

Dédicace

بسم الله الرحمن الرحيم

﴿يَرْفَعُ اللَّهُ الَّذِينَ آمَنُوا مِنْكُمْ وَالَّذِينَ أُوتُوا الْعِلْمَ دَرَجَاتٍ﴾

سورة المجادلة، الآية 11

*Tout d'abord, je tiens à remercier DIEU de m'avoir donné la force, le courage et la patience nécessaires
afin de mener à bien mes études*

À moi-même

*À celle qui a traversé les moments de fatigue, de doute et de difficulté avec patience et courage, sans
jamais renoncer à ses rêves. الحمد لله.*

À mes chers parents

*À mes parents, je dédie ce travail avec tout mon amour et ma gratitude, et je vous remercie pour votre
soutien et vos sacrifices.*

À Mon frère Alaa

Mon bras droit, je te remercie pour ta présence dans ma vie et pour ton soutien précieux,

À ma famille

*Qui m'a toujours soutenue avec amour et encouragements. Votre soutien m'a permis de continuer malgré
les difficultés. Et particulièrement à mes cousines Chaimaa et Zahra, ainsi qu'à ma nièce Janna Merci
beaucoup*

À mon encadrant et mes coéquipières

*Je remercie sincèrement mon encadrant, Monsieur Ziane, pour son accompagnement, sa disponibilité et
ses conseils tout au long de ce travail. Je remercie également mes deux coéquipières deux Fatima pour
leur aide, leur soutien et leur collaboration durant toute cette expérience. J'ai ainsi gagné deux sœurs.*

Imane

SOMMAIRE

Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des abréviations	
Introduction	01

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : Généralité sur les Sebkha

I. 1. Définition des Sebkhas	03
I. 2. Différents types de Sebkhas	03
I. 3. Origine et formation de sebkha	04
I. 4. Caractéristiques climatiques générales de Sebkha	06
I. 5. Paramètres physico-chimiques de sédiments de Sebkha	07
I. 6. Distribution géographique des sebkhas dans le monde	08
I. 7. Distribution de Sebkha en Algérie	09
I. 8. Caractéristiques biologiques	09
I. 9. Intérêt de sebkha	10

CHAPITRE II : Généralité sur les moisissures

II.1. Généralités sur les moisissures	13
II.2. Description et structure	13
II.3. Mode de reproduction des moisissures	14
a. Reproduction asexuée	14
b. Reproduction sexuée	14
II.4. Classification des moisissures	15
II.4.1. Embranchement des Ascomycota	15
II.4.2. Embranchement des Mucoromycota	15
II.4.3. Embranchement des Basidiomycota	15
II.4.4. Embranchement des Chytridiomycota	15
II.5. Principaux genres de moisissures filamenteuse	17
II.5.1. <i>Aspergillus</i>	17
II.5.2. <i>Penicillium</i>	18
II.5.3. <i>Fusarium</i>	20
II.5.4. <i>Mucor</i>	21
II.6. Adaptation des moisissures au stress salin	22
II.7. Intérêt des champignons extrêmophiles	22

CHAPITRE III : Généralités sur les activités biologiques

III.1. Activité antimicrobienne	25
III.1.1. Activité antibactérienne	25
III.1.2. Activité antifongique	26
III.1.3. Mécanismes d'action des métabolites antimicrobiens	26
III.1.4. Applications en biocontrôle	26
III.2. Activités enzymatiques	27
III.2.1. Amylases	27
III.2.2. Cellulases	28
III.2.3. Lipases	30
III.2.4. Gélatinase	31

III.2.5. Estérase	32
III.3.6. Protéase	34
III.4. Activité antioxydante	35
MATERIAL ET METHODES	
IV.1. Région d'étude	37
IV.2. Echantillonnage et prélèvement	38
IV.3. Détermination du pH et de conductivité du sol salin	38
IV.4. Isolement des moisissures halophiles	38
IV.5. Purification et identification phénotypique des isolats halophiles	39
IV.6. Conservation des isolats de moisissures halophiles	39
IV.7. Etude des activités biologiques des moisissures halophiles	39
IV.7.1. Evaluation des activités enzymatiques	39
IV.7.2. Recherche des activités antibactériennes	41
IV.7.3. Recherche de l'antagonisme champignon-champignon	41
IV.7.4. Mise en évidence de la production de la mélanine	41
RESULTAT ET DISCUSSION	
V.1. Identification des moisissures halophiles	42
V.2. Mise en évidence des activités enzymatiques	46
V.2.1. Activité amylase (hydrolyse de l'amidon)	46
V.2.2. Activité cellulase (hydrolyse de la CMC)	47
V.2.3. Activité protéase (hydrolyse du lait écrémé)	47
V.2.4. Activité lipase (huile d'olive)	48
V.2.5. Activité estérase (Tween 80)	49
V.3. Activité antifongique	50
V.4. Activité antibactérienne	52
Conclusion et perspectives	54
Références bibliographiques	56
Annexes	76

Liste des Tableaux

n°	Titre	Pages
01 :	Modèle conceptuel de la formation des évaporites dans un système de sebkha	06
02 :	Quelques sebkha de l'Algérie	12
03 :	Organisation sexuelle chez les champignons (par phylum)	16
04 :	Substrats et méthodes de détection des activités enzymatiques.	40
05 :	Observation microscopique des moisissures	45
06 :	Activité antifongique des souches inhibitrices et leurs cibles correspondantes	52
07 :	Répartition des genres fongiques isolés du sol salin (sebkha)	52

Liste des figures

n°	Titre	Pages
01 :	Exemple de sebkha d'Oran (personnelle photo prise le 7 février 2026).	03
02 :	Sebkhas dans le monde – exemples par continent.	08
03 :	Structure de l'hyphe chez les moisissures ; (a) thalle siphonné, (b) thalle septé	13
04 :	Schéma d'une tête d'<i>Aspergillus</i>	17
05 :	Cycle de vie des champignons du genre <i>Aspergillus</i>	18
06 :	Structure du pénicille.	19
07 :	Caractères morphologiques du genre <i>Fusarium</i> .	20
08 :	Localisation géographique du site d'étude (la date 7 février 2026).	38
09 :	Répartition de différents genres fongiques dans les échantillons du sol salin analysés.	42
10 :	Résultat d'activité d'amylase.	46
11 :	Résultat d'activité de cellulase.	47
12 :	Résultat d'activité de protéase.	48
13 :	Résultat d'activité de lipase.	49
14 :	Résultat d'activité d'estérase.	50
15 :	Activité antibactérienne de l'isolat de <i>Fusarium</i> spp. P6A vis-à-vis six souches de groupe <i>B. cereus</i> .	53

Liste des abréviations

ADN : Acide Désoxyribonucléique
CDA : Czapek Dox Agar
CE : Conductivité électrique
CEC : Capacité d'échange cationique
CMC : Carboxy Méthyle Cellulose
Dc : Diamètre de la colonie
Dt : Diamètre total
E : échantillon
EI : Indice enzymatique
ETP : Epipolythiodioxopiperazine (classe de toxine fongique)
FAO: Food and Agriculture Organization
HOG: High Osmolarity Glycerol
IPCC: Intergovernmental Panel on Climate Change
MRSA : Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus
NaCl : Chlorure de sodium
OMS : Organisation Mondiale de la Santé
PDA : potato Dextrose Agar
ROS : Espèces Réactives de l'Oxygène
WDPA: World Database on Protected Areas

INTRODUCTION

En Algérie, les Sebkhas constituées un écosystème salin plus répandu avec une vaste superficie de plus de 1,925,287 ha selon le site Ramsar (<https://rsis.ramsar.org/fr>). Elles se localisent notamment sur les hauts plateaux steppiques et dans les régions sahariennes, avec quelques-unes sur les régions littorale (Sebkha Oran). Il s'agit d'un écosystème soumis à de fortes variations hydriques et thermiques, dont leur biodiversité macroscopique est très réduite. En revanche, ils abritent une microflore spécialisée, dominée par des micro-organismes halophiles et halotolérants, parmi lesquels les moisissures (Oren, 2002 ; Halitim, 2006).

Les moisissures telluriques sont des champignons filamenteux ubiquitaires qui jouent un rôle écologique fondamental dans les écosystèmes terrestres, notamment dans les cycles du carbone et des nutriments ainsi que dans la décomposition de la matière organique (Christensen, 1989 ; Ogram, 2000). Elles sont capables de coloniser une grande diversité d'habitats, y compris des environnements extrêmes où les conditions de salinité, de température ou de pH sont défavorables à la plupart des êtres vivants.

Malgré leur importance, la diversité et le fonctionnement des communautés fongiques des sols salin restent encore moins étudiés, car de nombreuses études en écologie microbienne se sont longtemps focalisées uniquement sur les bactéries, les Archaea et les actinomycètes (Hattori *et al.*, 1997 ; Kent et Triplett, 2002).

Ces champignons ont développé des mécanismes d'adaptation remarquables au stress salin : accumulation d'osmolytes compatibles (glycérol, proline), remodelage de la paroi cellulaire, activation de la voie de signalisation HOG (High Osmolarity Glycerol), et production d'enzymes antioxydantes (Gostinčar *et al.*, 2011 ; Ayangbenro et Babalola, 2017).

Par ailleurs, les moisissures sont connues pour leur capacité à synthétiser une large gamme de métabolites secondaires bioactifs. Dès 1929, Fleming a observé qu'un champignon contaminant, *Penicillium notatum*, inhibait la croissance de *Staphylococcus aureus* en libérant un agent antibactérien appelé « pénicilline ». Par la suite, de nombreux travaux ont montré que diverses espèces d'*Aspergillus* et de *Penicillium* produisaient des composés actifs contre des bactéries Gram-positif et Gram-négatif (Edwin *et al.*, 1942 ; Glister, 1941). Plus récemment, il a été démontré que les souches fongiques isolées de milieux extrêmes (sols salins, sources thermales, déserts) présentent souvent une production accrue de métabolites secondaires caractérisés par une stabilité biologique et chimique remarquable. Ces propriétés font des moisissures des sources potentielles d'enzymes

industrielles (amylases, cellulases, protéases, lipases) et d'agents antimicrobiens d'intérêt pharmaceutique ou agroalimentaire (Hmad et Gargouri, 2024 ; Corral *et al.*, 2025).

Dans ce contexte, ce travail visait à (1) évaluer la biodiversité fongique des sols hypersalins de sebkha de la région d'Oran (Algérie) et (2) mise en évidence de leurs activités biologique à savoir la capacité de produire à la fois des enzymes extracellulaires d'intérêt (amylase, cellulase, protéase, gélatinase, lipase, estérase) et des métabolites à activité antibactérienne vis-à-vis de bactéries sporulées aérobies.

Le présent mémoire s'articule autour de cinq chapitres. Le premier chapitre dresse une synthèse bibliographique sur les sebkhas (définition, formation, caractéristiques physico-chimiques, distribution géographique). Le deuxième chapitre est consacré aux généralités sur les moisissures (structure, reproduction, adaptation au stress salin). Le troisième chapitre détaille les activités biologiques des moisissures, notamment les enzymes hydrolytiques et les métabolites antimicrobiens. Le quatrième chapitre expose la méthodologie suivie et les méthodes utilisées. Enfin, le cinquième chapitre présente l'ensemble des résultats obtenus avec leurs discussions. Une conclusion générale rappelle les principaux apports de ce travail et ouvre des perspectives de recherche sur le thème étudié.

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

Généralité sur les Sebkha

I. 1. Définition des Sebkhass

La Sabkha (ou Sebkhha), dont l'orthographe varie, est un terme arabe désignant une dépression plate, généralement proche de la nappe phréatique et recouverte d'une croûte de sel (Termier and Termier, 1963). La figure 1 illustre un exemple de sebkha d'Oran.

Les Sebkhha constituent un milieu complexe et dynamique dont les propriétés varient fortement selon les conditions environnementales, notamment le climat aride, l'intensité de l'évaporation, le régime hydrique et la dynamique de la nappe phréatique, qui contrôlent l'accumulation et la distribution des sels dans le sol (Richards, 1954; Hillel, 2005 ; Rengasamy, 2006). Elles représentent des milieux particuliers caractérisés par une accumulation excessive de sels solubles comme les chlorures, sulfates et carbonates de sodium, de calcium et de magnésium (Richards, 1954). Elles sont répandues dans les zones côtières d'Afrique du Nord et d'Arabie (Termier and Termier, 1963).

Cette salinité exerce une forte pression sélective sur les communautés microbiennes, favorisant uniquement les micro-organismes halotolérants ou halophiles capables de survivre dans ces conditions extrêmes (Brady et Weil, 2016).



Figure 01 : Exemple de sebkha d'Oran (personnelle photo prise le 7 février 2026).

I. 2. Différents types de Sebkhass

Selon Warren (2016), on distingue principalement deux types de sebkha selon leur origine, les sources de solutés et les processus hydrologiques :

- **Sebkhas côtières** se développent en zones littorales peu profondes sous l'influence directe de l'eau de mer, comme dans le Golfe Arabique (Evans, 1995). Elles sont contrôlées par l'interaction entre l'eau marine et les sédiments, associée à une forte évaporation. Ce processus entraîne la précipitation de minéraux évaporitiques tels que les carbonates, le gypse, l'anhydrite et l'halite (Warren, 2016 ; Kendall et Warren, 1988). Ces environnements présentent des croûtes salines superficielles et une nappe phréatique très proche de la surface (Warren, 2016).
- **Sebkhas continentales** se forment à l'intérieur des terres dans des bassins fermés sans connexion marine. Elles sont alimentées principalement par des eaux souterraines salées circulant dans des aquifères peu profonds (Yechieli et Wood, 2002). La remontée capillaire de ces eaux, suivie d'une forte évaporation, entraîne l'accumulation progressive des sels en surface et la formation de croûtes salines épaisses (FAO, 2006). Ces environnements sont dominés par des dépôts d'halite, gypse et autres sulfates (Pye et Tsoar, 2009 ; Smoot et Lowenstein, 1991).

I. 3. Origine et formation de sebkha

Les sebkhas se forment dans des dépressions fermées d'origine tectonique, liées à la subsidence et à la réactivation de failles, favorisant l'accumulation des eaux et des sédiments (Thomas, 1985 ; Bessedik *et al.*, 2002). Initialement, ces dépressions peuvent correspondre à des milieux aquatiques ouverts, tels que des lagunes ou des lacs en conditions humides, avant d'évoluer progressivement vers des systèmes fermés sous l'effet des variations climatiques et hydrologiques (Tyler *et al.*, 2006 ; Fontes et Perthuisot, 1971, 1973).

Dans une première étape, les reliefs environnants subissent une érosion sous l'effet des conditions climatiques, produisant des matériaux détritiques qui sont transportés vers la dépression par les oueds (Gourinard, 1958 ; Delfaud *et al.*, 1973). Ces apports alimentent continuellement le bassin et constituent la base du remplissage sédimentaire.

Ensuite, ces matériaux s'accumulent progressivement sous forme d'alluvions, de limons et d'argiles, assurant le comblement partiel de la dépression et la formation du fond de la sebkha (Thomas, 1985 ; Passega, 1957). Cette phase d'accumulation s'accompagne d'une organisation des dépôts en fonction de l'énergie hydrodynamique du milieu.

Par la suite, la sebkha évolue vers un système endoréique, caractérisé par l'absence d'exutoire. Les eaux de ruissellement y stagnent, ce qui entraîne une concentration progressive des sels dissous et marque le début de la salinisation du milieu (Neurdin-Trescartes, 1992).

Sous l'effet d'un climat aride à semi-aride, l'évaporation devient dominante, provoquant une forte concentration des sels et leur précipitation sous forme de minéraux évaporitiques tels que le gypse et l'halite. Cette étape conduit à la mise en place d'un environnement hypersalin caractéristique des sebkhas (Perthuisot, 1974 ; Babel, 2002).

La dynamique de ces milieux est ensuite contrôlée par l'alternance de phases climatiques humides et sèches. Les périodes humides favorisent les apports sédimentaires et la dilution des sels, tandis que les périodes arides renforcent l'évaporation, la salinisation et la formation de structures morphologiques telles que les terrasses et les dunes (Thomas, 1985 ; Roy *et al.*, 2008 ; Nieto-Moreno *et al.*, 2011).

Enfin, à un stade avancé, une végétation halophyte s'installe et contribue à la stabilisation des sédiments, accompagnée par la formation de croûtes salines superficielles. Cet ensemble traduit l'atteinte d'un état relativement stable du système (Aimé, 1991). Ainsi, la sebkha évolue d'un milieu aquatique ouvert vers un système continental hypersalin dominé par l'évaporation et les processus évaporitiques (Babel, 2002 ; Thomas, 1985) Les différentes étapes de ce modèle conceptuel sont résumées dans le Tableau 01.

Les causes de la salinisation des sols sont multiples et peuvent survenir dans différents contextes climatiques (Shahid *et al.*, 2018; Ivushkin *et al.*, 2019).

On distingue généralement deux types de salinisation : la salinisation primaire et la salinisation secondaire (Daliakopoulos *et al.*, 2016).

La salinisation primaire est principalement liée à des facteurs naturels tels que le climat, la nature du matériau parental, les propriétés du sol et la présence de nappes phréatiques salines. Une faible pluviométrie combinée à une forte évapotranspiration ou à une remontée capillaire des eaux souterraines peut entraîner une accumulation des sels dans le sol (Daliakopoulos *et al.*, 2016).

En revanche, la salinisation secondaire résulte des activités humaines, notamment l'irrigation avec des eaux salines et un drainage insuffisant, favorisant l'accumulation de sels en surface (Shahid *et al.*, 2018).

Dans les zones côtières, l'intrusion d'eau de mer liée au réchauffement climatique et à l'urbanisation accentue ce phénomène (Eslami *et al.*, 2021).

Par ailleurs, les périodes de sécheresse peuvent induire une intrusion saline dans les zones humides d'eau douce, perturbant les processus écologiques tels que la dynamique du carbone (Wang *et al.*, 2023).

Tableau 1 : Modèle conceptuel de la formation des évaporites dans un système de sebkha.

Etape	Processus	Minéral clé formé	Environnement / zone
1	Inondation périodique d'une lagune peu profonde	-	Intertidal / subtidal
2	Évaporation progressive et concentration des saumures	Gypse ($\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$)	Intertidal supérieur
3	Évaporation avancée et hypersalinité	Croûte d'halite (NaCl)	Supratidal inférieur
4	Remontée capillaire des solutions salines	-	Supratidal (caractéristique principale)
5	Diagenèse précoce dans les sédiments	Dolomite et anhydrite	Colonne sédimentaire
6	Évolution sédimentaire et progradation	Profil évaporitique vertical complexe	Plaine de sebkha étendue

I. 4. Caractéristiques climatiques générales de Sebkhass

L'évolution des sebkhas sont principalement contrôlée par des conditions climatiques dominées par l'aridité, la faiblesse des précipitations et une forte évaporation. À l'échelle régionale, notamment en Afrique du Nord et dans les zones méditerranéennes, ces environnements sont très sensibles aux variations climatiques globales en raison de leur position dans des zones de transition bioclimatique (Lionello *et al.*, 2006; IPCC, 2014).

Les projections climatiques récentes indiquent également une intensification de l'aridité et des épisodes de sécheresse dans les régions méditerranéennes et nord-africaines (Gao and Giorgi, 2008; Giorgi and Lionello, 2008; Nasr *et al.*, 2008; Giannakopoulos *et al.*, 2009), ce qui renforce les processus de salinisation et d'évaporation déjà actifs dans les sebkhas. Ainsi, ces milieux représentent des systèmes fortement contrôlés par le climat aride à semi-aride.

Enfin, les sebkhas constituent des archives naturelles importantes permettant de reconstituer les variations climatiques passées grâce à leur sensibilité aux changements hydrologiques et sédimentaires (Bard, 2013 ; Boujelben, 2015).

I. 5. Paramètres physico-chimiques de sédiments de Sebkha

Cette salinité élevée influence directement les propriétés physico-chimiques du sol ainsi que sa fertilité, limitant ainsi le développement de la végétation (Brady et Weil, 2016). Les sols salins sont caractérisés par un ensemble de paramètres physico-chimiques qui déterminent à la fois le degré de salinité et ses effets sur les propriétés du sol et les organismes vivants.

Les principaux paramètres fondamentaux de sol de sebkha sont :

- Texture du sol (proportion sable/limon/argile) influence fortement la rétention des sels et leur mobilité. Les sols argileux ont tendance à retenir davantage les ions, tandis que les sols sableux facilitent leur lessivage.
- Le pH du sol constitue un autre paramètre essentiel. Dans les sols salins, il est souvent neutre à légèrement alcalin, mais peut varier selon la nature des sels présents. Le pH influence directement la disponibilité des nutriments (azote, phosphore, oligo-éléments) et l'activité enzymatique microbienne.
- Conductivité électrique (CE), qui mesure la concentration totale en sels solubles dans la solution du sol. Un sol est généralement considéré comme salin lorsque la CE de l'extrait de pâte saturée dépasse 4 dS/m. Cette valeur est utilisée comme seuil de référence dans la classification des sols affectés par la salinité (Richards, 1954; Brady et Weil, 2016). Ce phénomène entraîne une augmentation de la conductivité électrique du sol, généralement supérieure à 4 dS/m, et provoque des effets négatifs sur les propriétés physico-chimiques du sol ainsi que sur la croissance des plantes et l'activité microbienne (Rengasamy, 2010).
- Composition ionique représente également un facteur déterminant. Les ions dominants sont généralement Na^+ , Cl^- , SO_4^{2-} , Ca^{2+} et Mg^{2+} . Une forte concentration en sodium peut entraîner une dégradation de la structure du sol par dispersion des particules argileuses, réduisant ainsi la porosité et la perméabilité.
- Capacité d'échange cationique (CEC) est un paramètre clé qui reflète la capacité du sol à retenir et échanger les cations. Une CEC élevée permet une meilleure régulation des ions, tandis qu'une faible CEC rend le sol plus sensible à l'accumulation de sels.
- La matière organique joue un rôle important dans la résistance du sol au stress salin, car elle améliore la structure du sol, augmente la capacité de rétention d'eau et favorise l'activité microbienne.

L'ensemble de ces paramètres contrôle directement la fertilité du sol ainsi que la diversité, la structure et l'activité des communautés microbiennes présentes dans les environnements salins (Weil, 2016).

On peut considérer la microflore du sol comme étant constituée de différents groupes : bactéries, actinomycètes, champignons, algues et protozoaires (Dommergues, 1977). Les sols peuvent contenir de très fortes populations microbiennes. Dans un sol de surface, la population bactérienne mesurée au microscope peut approcher 10^8 – 10^9 cellules par gramme de sol sec (Prescott *et al.*, 1999).

I. 6. Distribution géographique des sebkhas dans le monde

Leur répartition mondiale suit principalement les ceintures désertiques subtropicales ainsi que les régions continentales arides, notamment en Afrique, en Asie, en Amérique et en Australie (Briere, 2000 ; Drake et Bryant, 1994 ; Risacher et Fritz, 2000). En Afrique, elles sont largement présentes dans les régions nord-africaines, mais également dans certaines zones orientales et australes. En Asie, elles se développent dans les grandes dépressions arides et semi-arides, tandis qu'en Amérique, elles sont associées aux bassins endoréiques et aux zones désertiques. L'Australie et, dans une moindre mesure, l'Europe, présentent également des environnements favorables à leur formation (Warren, 2016). Cette distribution met en évidence le rôle déterminant des conditions climatiques et géomorphologiques dans la formation et l'évolution des accumulations salines continentales, Cette répartition spatiale des sebkhas à l'échelle mondiale est illustrée dans la figure 02.

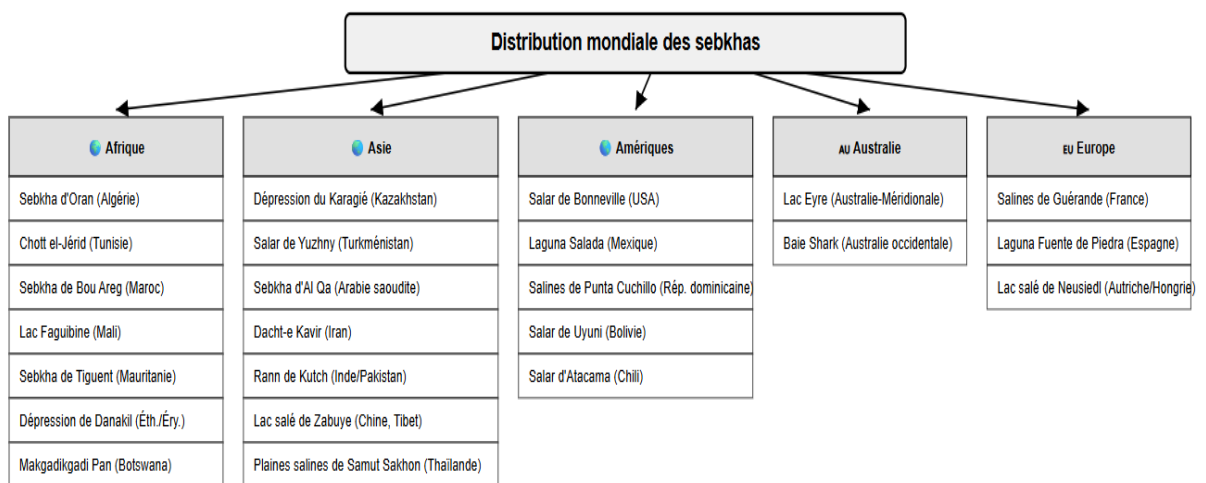


Figure 02 : Sebkhas dans le monde – exemples par continent (Hachemi *et al.*, 2020).

I. 7. Distribution de Sebkha en Algérie

L'Algérie, vaste pays aride à semi-aride, abrite un grand nombre de sebkhas (ou chotts) réparties principalement sur les hautes plaines steppiques, les zones sahariennes et la frange littorale (Bouzegag, 2014). Ces dépressions salines endoréiques jouent un rôle écologique et hydrologique majeur : beaucoup sont classées sites Ramsar (zones humides d'importance internationale) (Convention de Ramsar, 1971) et figurent dans la base de données WDPA (Protected Planet) (Zedam, 2015). Les superficies varient de quelques dizaines à plusieurs milliers de kilomètres carrés, et l'altitude s'étend du négatif (Chott Merouane à -40 m) jusqu'à plus de 900 m (Direction Générale des Forêts, 2005, p. 5). Parmi les plus emblématiques : le Chott ech Chergui ($8\,555\text{ km}^2$), le Chott el Hodna ($3\,620\text{ km}^2$), et le Chott Melhri ($5\,515\text{ km}^2$) (Larnaude, 1948). Ces écosystèmes salins, souvent temporairement inondés, sont des habitats critiques pour l'avifaune migratrice (flamants roses, tadornes) et des sites de recharge ou d'évaporation des nappes phréatiques (Demnati *et al.*, 2012). Des études pédologiques récentes ont montré que les facteurs édaphiques (conductivité électrique, pH, sodium) contrôlent la distribution des halophytes dans ces milieux (Aliat *et al.*, 2016 ; Chenchouni, 2017). La biodiversité des sebkhas algériennes inclut des crustacés comme *Artemia salina* (Amarouayache *et al.*, 2010) et des orthoptères spécifiques aux bordures salées (Mahloul *et al.*, 2016). Le tableau 02 montrent quelques Sebkha de l'Algérie.

I. 8. Caractéristiques biologiques

Les sebkhas en Algérie, notamment celles situées dans les régions arides et semi-arides comme la Sebkha d'Oran, constituent des écosystèmes extrêmes caractérisés par une forte salinité, une aridité importante et des conditions environnementales difficiles. Dans ces milieux, la biodiversité macroscopique est très limitée, avec une quasi-absence de végétation supérieure et une présence réduite d'organismes animaux tolérants au sel. La vie biologique est essentiellement dominée par des micro-organismes halophiles, principalement des bactéries et des archées capables de survivre dans des concentrations élevées en sels grâce à des mécanismes d'adaptation osmotiques spécifiques (Halitim, 2006 ; Oren, 2002). Ces micro-organismes ajustent leur équilibre cellulaire en accumulant des solutés compatibles et en modifiant la structure de leurs protéines afin de résister au stress salin (Oren, 2002). Dans les sebkhas algériennes, des études ont montré une diversité microbienne importante malgré les conditions extrêmes, incluant des bactéries halophiles et

des champignons adaptés aux sols salins (Saibi et Gheribi, 2015). L'activité biologique est fortement dépendante des variations saisonnières : elle augmente lors des périodes humides et diminue fortement lors des phases de dessiccation (Bouzaiane et Bougherira, 2014). De plus, certaines zones humides permettent la formation de biofilms microbiens et de structures microbiennes qui participent aux cycles biogéochimiques du carbone, de l'azote et du soufre. Enfin, l'activité microbienne joue un rôle important dans les processus de minéralisation et de précipitation des sels, contribuant ainsi à la dynamique géochimique caractéristique des sebkhas (Warren, 2016 ; Derradji *et al.*, 2016).

I. 9. Intérêt de sebkha

Les sebkhas présentent un intérêt majeur en raison de leur rôle dans les dynamiques hydrologiques, climatiques et écologiques des zones arides et littorales. Leur fonctionnement, marqué par des cycles d'inondation et d'évaporation, les rend particulièrement sensibles aux variations environnementales, ce qui permet de suivre l'évolution du climat et du paysage dans le temps (Oueslati, 1993). Elles constituent également des milieux naturels riches et utiles pour les sociétés, bien que fortement exposés aux pressions liées à l'aménagement du littoral et aux activités humaines (Mateus *et al.*, 2016 ; Robert, 2019).

Sur le plan microbiologique, les sebkhas abritent des communautés spécialisées, notamment des cyanobactéries et des microorganismes halophiles, qui jouent un rôle essentiel dans les processus de minéralisation, de précipitation des sels et dans la formation de structures sédimentaires laminées liées aux cycles hydriques. Ces processus permettent également de retracer l'évolution des milieux sur de longues périodes, comme l'illustre l'exemple d'une sebkha en Tunisie ayant permis de reconstituer environ 2000 ans d'évolution environnementale (Schulz *et al.*, 2002), avec des caractéristiques comparables dans certains cas à celles des lacs méromictiques (Eugster et Kelts, 1983).

Cependant, les changements affectant les sebkhas entraînent des conséquences importantes sur leur équilibre. Les modifications des apports en eau et l'augmentation des températures peuvent perturber les cycles hydriques, modifier la salinité et transformer certaines sebkhas en lagunes permanentes, avec des risques de submersion et de modification du littoral (GIEC, 2018 ; Derolez, 2020 ; Brahmi et Dhieb, 2019). Les pressions anthropiques, telles que l'urbanisation, le remblaiement et la pollution,

provoquent une régression de leur superficie et une dégradation de leur morphologie, pouvant aller jusqu'à leur disparition (Brahmi, 2017), ainsi qu'une altération de leur rôle écologique et de la biodiversité associée (Chouari, 2015 ; Robert, 2019). Sur le plan microbiologique, les perturbations des conditions physico-chimiques affectent les communautés halophiles, modifiant les processus biogéochimiques et la formation des laminations sédimentaires (Krumbein *et al.*, 1979). Ces transformations peuvent réduire la qualité des enregistrements environnementaux et limiter la compréhension de l'évolution des milieux sur le long terme, malgré leur fort potentiel scientifique démontré (Schulz *et al.*, 1995a, 1995b).

Tableau 2 : Quelques sebkha de l'Algérie.

Site	Wilaya	Superficie (km ²)	Altitude(m)	Identifiant Ramsar	Identifiant WDPa	Coordonnées
Chott ech Chergui	Saïda	8 555,00	985 - 1 000	1052	900580	34° 16' 08" nord, 0° 33' 25" est
Chott el Hodna	M'Sila, Batna	3 620,00	390 - 400	1053	900579	35° 26' 06" nord, 4° 41' 53" est
Chott Merouane	El Oued	3 377,00	-40 - 40	1054	900578	33° 53' 28" nord, 6° 10' 34" est
Chott Zahrez Chergui	Djelfa	509,85	827 - 840	1294	901223	35° 12' 58" nord, 3° 31' 59" est
Chott Melrhir	El Oued, Biskra, Khenchela	5 515,00	-35 - -9	1296	901225	34° 15' 11" nord, 6° 30' 43" est
Chott Aïn El Beïda	Ouargla	68,53	142 - 146	1414	902839	31° 58' 52" nord, 5° 19' 16" est
Chott Oum El Raneb	Ouargla	71,55	126	1416	902841	32° 02' 20" nord, 5° 23' 31" est
Chott Tinsilt	Oum El Bouaghi	21,54	792	1418	902843	35° 52' 44" nord, 6° 28' 34" est
Garaet Guellif	Oum El Bouaghi	240,00	840 - 860	1422	902847	35° 47' 24" nord, 6° 58' 52" est
Salines d'Arzew	Oran, Mascara	57,78	60 - 339	1425	902849	35° 41' 28" nord, 0° 19' 23" ouest
Sebkhet El Hamiet	Sétif	25,09	898 - 902	1428	902853	35° 54' 58" nord, 5° 33' 32" est
Sebkhet El Melah	Ghardaïa	189,47	367 - 478	1429	902854	30° 30' 22" nord, 2° 55' 34" est
Garaet Timerganine	Oum El Bouaghi	14,60	843	1894	555542677	35° 39' 58" nord, 6° 57' 07" est
Sebkha Ezzemoul	Oum El Bouaghi	67,65	786 - 800	1896	555542681	35° 52' 34" nord, 6° 33' 00" est
Lac Boulhilet	Oum El Bouaghi	8,56	795 - 843	1897	555542682	35° 43' 55" nord, 6° 46' 12" est
Oum Lâagareb	El Tarf	7,29	17	1959	555542680	36° 49' 23" nord, 8° 11' 53" est

CHAPITRE II

Généralité sur les moisissures

II.1. Généralités sur les moisissures

Les moisissures sont des champignons microscopiques filamenteux, eucaryotes, non photosynthétiques et immobiles (Guiraud., 2003). Elles sont ubiquitaires regroupant des milliers d'espèces (Pitt *et al.*, 2000). Elles colonisent d'une manière naturelle quasiment tous les types d'écosystèmes terrestres et certains milieux aquatiques (Bousaboua, 2002). Elles ont une grande importance économique, en raison à la fois de leur nocivité et de leur utilité (Leveau et Bouix., 1993).

II.2. Description et structure

Les moisissures possèdent un appareil végétatif appelé « thalle » n'est pas constitué de véritables tissus. Ce thalle est constitué d'un réseau filamenteux appelé mycélium, dont les filaments s'appellent des hyphes, structures tubulaires de diamètre généralement compris entre 2 et 10 μm . Elles peuvent être (1) Septées (segmentées) : divisées par des cloisons (septa), formant des compartiments cellulaires et (2) Cénocytiques : dépourvues de cloisons, constituant une masse cytoplasmique continue contenant plusieurs noyaux (Figure 3). Même chez les hyphes septés, la présence de pores dans les cloisons permet une continuité cytoplasmique entre les cellules adjacentes (Tortora, 2003).

Le mycélium peut différencier des organes forts variés selon les groupes spécialisés dans la multiplication et la dissémination, auxquels on accorde la dénomination globale des spores (Bourgeois, 1989). Les moisissures sont aérobies, multicellulaires en général acidophiles et mésophiles (Guiraud, 1998).



Figure 03: Structure de l'hyphe chez les moisissures ; (a) thalle siphonné, (b) thalle septé (Botton *et al.*, 1990).

II.3. Mode de reproduction des moisissures

La reproduction des moisissures peut être asexuée ou sexuée, cette dernière intervenant généralement dans des conditions environnementales particulières (Lanier *et al.*, 1978).

a. Reproduction asexuée

La reproduction asexuée se fait par **mitose**, sans fusion de noyaux. Elle produit des spores appelées **spores asexuées**, de deux types principaux :

- **Conidies** : spores libres (non enfermées dans un sac), produites à l'extrémité de structures spécialisées appelées conidiophores. Elles peuvent être :

- arthroconidies (fragmentation des hyphes),
- blastoconidies (bourgeonnement),
- chlamydoconidies (parois épaisses, résistance).

- **Sporangiospores** : spores formées à l'intérieur d'un sac appelé **sporange**, porté par un sporangiophore (ex : *Rhizopus*) (Tortora, 2003).

b. Reproduction sexuée

La reproduction sexuée implique une **fusion cellulaire et nucléaire** et conduit à la formation de spores sexuées (oospores, zygospores, ascospores, basidiospores) (Guiraud, 2003). La reproduction sexuée ne se produit que dans des conditions spécifiques, souvent différentes de celles optimales pour la croissance végétative (Lanier *et al.*, 1978).

Elle se déroule en trois étapes principales :

- **Plasmogamie** : fusion des cytoplasmes de deux cellules compatibles.
- **Caryogamie** : fusion des noyaux haploïdes pour former un noyau diploïde.
- **Méiose** : formation de noyaux haploïdes à l'origine des spores sexuées (Tortora, 2003).

Ces processus sont souvent régulés par des substances chimiques (hormones fongiques) telles que la **sirénine**, l'**anthéridiol** ou les **acides trisporiques** (Botton *et al.*, 1990). Les différents phylums fongiques, leurs structures, modes de reproduction et habitats sont présentés dans le Tableau 03.

Chez les champignons, les organes sexuels sont généralement peu différenciés ou absents. Les espèces peuvent être :

- **Monoïques** : organes mâles et femelles sur le même thalle.
- **Dioïques** : organes portés par des thalles différents.

II.4. Classification des moisissures :

La classification phylogénétique moderne, fondée sur les données moléculaires, répartit les champignons vrais (règne *Fungi*) en quatre embranchements majeurs (Tableau 03), chacun se distinguant par son architecture hyphale, ses modes de reproduction et ses préférences écologiques (Wijayawardene *et al.*, 2020).

II.4. 1.Embranchement des Ascomycota

L'embranchement des Ascomycota, de loin le plus diversifié, possède un mycélium cloisonné (septé) et se reproduit de manière asexuée par la production de conidies, tandis que sa reproduction sexuée aboutit à la formation d'ascospores endogènes, enfermées dans des asques (Webster et Weber, 2007). Ce phylum inclut des genres ubiquistes comme *Aspergillus*, *Penicillium* et *Candida*, que l'on retrouve dans le sol, les aliments, l'air intérieur ainsi que chez les végétaux et les animaux, où ils jouent des rôles tant saprophytiques que pathogènes (Pitt et Hocking, 2022).

II.4. 2.Embranchement des Mucoromycota

L'embranchement des Mucoromycota se caractérise par des hyphes cœnocytiqes (non cloisonnées et multinucléées) ; leur reproduction asexuée s'effectue par des sporangiospores issues de mitoses, alors que leur reproduction sexuée produit des zygospores de résistance, issues de la fusion de deux hyphes compatibles (Méheust, 2012). Les genres représentatifs, tels que *Rhizopus*, *Mucor* et *Lichtheimia*, sont communs dans le sol et sur la matière organique en décomposition, bien que certains soient des pathogènes opportunistes responsables de mucormycoses chez les sujets immunodéprimés (Pitt et Hocking, 2022).

II.4. 3. Embranchement des Basidiomycota

L'embranchement des Basidiomycota présente également un mycélium cloisonné, souvent pourvu de boucles de clamp, et se reproduit de manière sexuée par des basidiospores exogènes portées sur des basides, la reproduction asexuée étant généralement rare ou secondaire (Webster et Weber, 2007). Ce groupe inclut des genres lignicoles comme *Phanerochaete* et *Coprinellus*, essentiels à la dégradation du bois et à la dynamique des litières forestières, mais aussi des parasites majeurs des végétaux, tels que les rouilles et les charbons (Wijayawardene *et al.*, 2020).

II.4. 4. Embranchement des Chytridiomycota

Enfin, l'embranchement des Chytridiomycota constitue le groupe le plus basal du règne fongique ; leur thalle est réduit, dépourvu de véritable mycélium et muni de simples rhizoïdes. Ils se singularisent par leur reproduction asexuée produisant des zoospores

mobiles dotées d'un flagelle postérieur, une adaptation unique aux milieux aquatiques ou hyperhumides (Webster et Weber, 2007). Le genre *Batrachochytrium*, responsable du déclin mondial des amphibiens, illustre l'importance écologique et pathogène de ce phylum (Fisher *et al.*, 2009).

Tableau 03 : Organisation sexuelle chez les champignons (par phylum).

Phylum (embranchement)	Structure des hyphes	Reproduction asexuée(ana morphe)	Genres exemples	Habitat / Écologie typique
Ascomycota	Cloisonné s(septées)	Conidies	Reproduction asexuée (anamorphe)	Sol Matière organique en décomposition, Air intérieur Aliments Plantes et des animaux
Mucoromycota	Cœnocyti q-ues (non cloisonné esmultinu clé-ées)	Zygospores (fusion de deux hyphes)	<i>Rhizopus</i> , <i>Mucor</i> , <i>Lichtheimia</i>	Sol Matière organique en décomposition (fruits, pain) Certains opportunistes pathogènes (mucormycose)
Basidiomycota	Cloisonné s, souvent avec boucles de clamp	Basides portant des basidiospores	<i>Phanerochaete</i> , <i>Coprinellus</i> , <i>Schizophyllum</i>	Dégradation du bois (pourriture blanche) litière forestière
Chytridiomycota	Hyphes réduites, thalles simples (rhizoïdes)	Zoospores mobiles flagellées	<i>Synchytrium</i> , <i>Rhizophydium</i>	Milieux aquatiques (eau douce ou marine) ou très humides, parasites d'algues, de plantes ou d'invertébrés.

II.5. Principaux genres de moisissures filamenteuse

Les principaux genres de moisissures filamenteuses d'intérêt médical, agroalimentaire et environnemental sont décrits ci-dessous.

II. 5. 1. *Aspergillus*

Les champignons du genre *Aspergillus* sont saprophytes et cosmopolites (Micheli, 1729). Les spores aspergillaires, ou conidies, sont ubiquitaires et retrouvées constamment en suspension dans l'atmosphère.

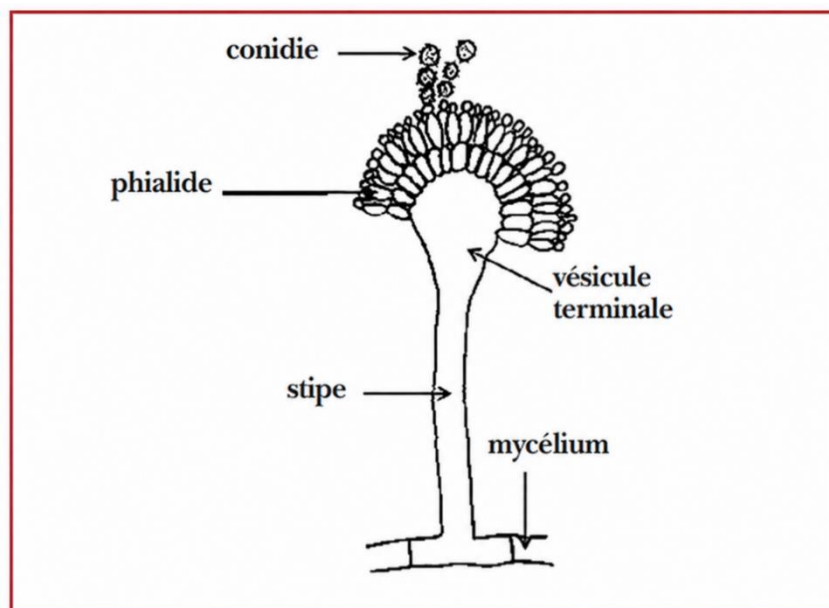


Figure 04 : Schéma d'une tête d'*Aspergillus*. (The University of Adelaide – School of Biological Sciences. (n.d.). *Aspergillus – morphology and reproduction*. Mycology Online. <https://www.mycology.adelaide.edu.au>)

À partir d'une série verticale de stérigmates (ou phialides) situées sur la tête aspergillaire, se forment des chaînes de conidies – des spores sphériques mesurant 2 à 3 μm de diamètre. Cette structure apicale, également appelée vésicule, présente une forme en massue. La partie inférieure, ou pied, porte parfois les noms de conidiophore ou de stipe.

Elle constitue d'une tête aspergillaires, ou vésicules terminales (Figure 04). Chez *Aspergillus* Les conidies, spores asexuées unicellulaires et uninucléées, sont produites au niveau des organes de fructification par les phialides, cellules conidiogènes fertiles en forme de bouteilles. Les phialides (encore appelées stérigmates) prennent naissance sur la vésicule

terminale. Ces conidies mesurent 2-3 μm de diamètre et sont très volatiles, responsables de la dissémination dans l'environnement du champignon (Denning, 1998)

La germination des spores se déroule en deux étapes (Figure 05). Dans des conditions adéquates, les conidies gonflent, ce stade de croissance « iso-diamétrale » durant 3 à 4 h à 37°C. Après cette phase de gonflement, la croissance devient polarisée, avec l'apparition d'un tube germinatif. Ce tube germinatif va s'allonger et produire un filament ramifié qui formera la colonie typique de tous les champignons filamenteux (Denning, 1998).

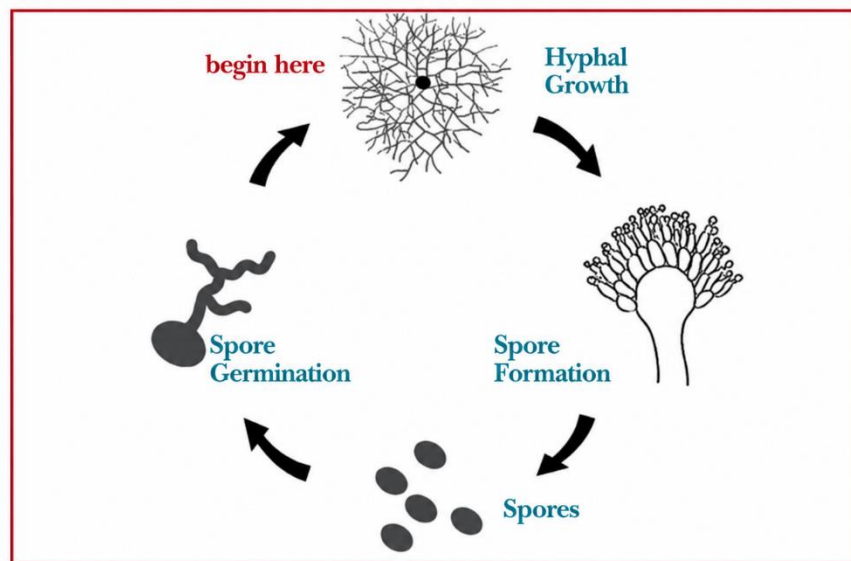


Figure 05 : Cycle de vie des champignons du genre *Aspergillus*.

(www.fao.org) Image aimablement fournie par l'Organisation des Nations

Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) – lien

http://www.fao.org/inpho/content/compend/img/ch31/fig_4_1_4a.jpg

Lorsque les conditions deviennent stressantes, les filaments mycéliens (forme végétative du champignon) se transforment en têtes aspergillaires. Ces structures produisent des conidies (ou spores). Les spores sont ensuite disséminées dans l'environnement. Lorsqu'elles trouvent des conditions favorables, elles germent et redonnent naissance à des filaments.

II.5.2. *Penicillium*

Penicillium c'est un genre de champignons imparfaits appartient au phylum des ascomycètes, ils sont très généralement retrouvés dans le sol, l'air ainsi sur les végétaux et produits alimentaires spécifiques, le compost, le bois, les produits alimentaires secs, les

épices, les céréales, les fruits frais, les légumes, etc., joue un rôle important dans divers processus naturels (Yadav *et al.*, 2018).

Elles sont des champignons imparfaites (Deutéromycètes) mettant en vedette par la présence de conidiophores dressés, plus ou moins ramifiés, terminés des phialides. Les phialides sont disposées directement sur les verticilles ou par l'intermédiaire d'une ou de deux rangées de métules comme le représente la Figure 06. Elles sont toujours bien coincées les unes contre les autres. L'ensemble de ces structures rappelle celui d'un pinceau. Il est dit : pénicille (Labbé *et al.*, 2013).

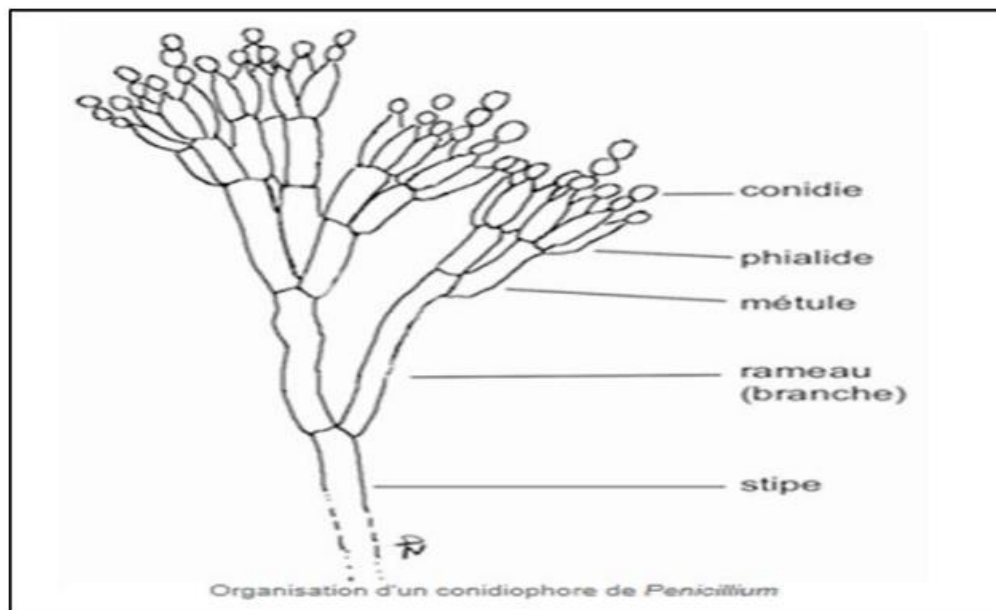


Figure 06: Structure du pénicille (Visage *et al.*, 2014).

Ces derniers peuvent être monoverticillés, c'est-à-dire formés par une seule cellule, ou biverticillés quand ils contiennent deux cellules, triverticillés quand ils ont trois cellules en Y ou quaternverticillés quand ils sont formés par une cellule qui porte trois autres.

Les conidies, qui sont produites en grand nombre par les phialides, sont disposées en chaînettes plus ou moins longues tout dépend les espèces.

Elles sont souvent sphériques ou ellipsoïdes, rarement cylindriques. Elles sont petites, de 2,5-4 μm , hyalines ou légèrement verdâtres et à paroi lisse.

Les phialides sont souvent en forme de bouteille et consiste soit d'une cellule à base cylindrique avec un cou distinct, soit d'une cellule lancéolée, c'est-à-dire à base étroite effilée se terminant en un apex légèrement pointu (Labbé *et al.*, 2013).

II.5.3. *Fusarium*

Appartient au phylum des Deutéromycètes (champignons imparfaits), car la plupart des espèces étaient d'abord décrites sur la base de caractères morphologiques et une reproduction sexuée n'a pas été observée. Ces formes imparfaites (anamorphes) sont caractérisées par un mycélium septé et la production de conidies hyalines généralement unicellulaires sur des conidiophores libres ; elles sont classées dans le groupe des Moniliales (Lepoivre, 2003) Les principaux caractères morphologiques du genre *Fusarium* sont illustrés dans la Figure 07. De plus, *Fusarium* produit des macroconidies composées de 2 à plusieurs cellules. Leur forme recourbée typique avec une cellule apicale plus ou moins pointue est un des critères d'identification des représentants du genre ; dans beaucoup d'espèces on observe une cellule basale en forme de pied (Seifert, 2001). La production de métabolites secondaires et notamment de toxines (mycotoxines et phytotoxines) est courante parmi les *Fusarium*, et le profil de ces composés peut être utilisé pour la classification des espèces (Thrane, 2001).

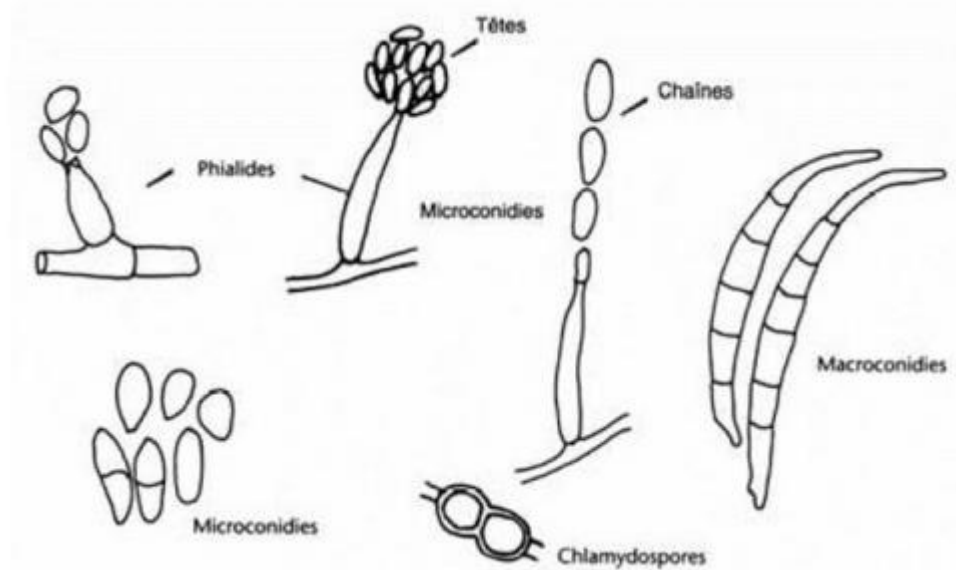


Figure 07: Caractères morphologique du genre *Fusarium* (Tabuc, 2007).

Du point de vue microbiologique, *Fusarium* est considéré comme un champignon tellurique opportuniste, capable de persister dans le sol sous forme de propagules, pouvant atteindre des densités élevées (jusqu'à 10^5 propagules par gramme de sol), avec une prédominance notable de *F. oxysporum*. Son cycle biologique implique une phase saprophytique et une phase parasitaire, au cours de laquelle il colonise les tissus végétaux,

notamment les racines et les vaisseaux du xylème, entraînant diverses pathologies (El Mahdjoub, 1972).

Les espèces du genre *Fusarium* se caractérisent morphologiquement par des colonies pigmentées en culture, présentant des teintes variées allant du rose au violet, ainsi que par la présence de cellules conidiogènes portées par des hyphes aériens ou des conidiophores ramifiés (Alves-Santos, 1999).

Elles produisent trois types de spores asexuées : les macroconidies falciformes et pluriseptées, les microconidies généralement unicellulaires et de formes variées, ainsi que les blastoconidies à 0–3 cloisons.

Par ailleurs, ces champignons forment des chlamydospores à paroi épaisse, assurant leur survie dans des conditions défavorables (El Mahdjoub, 1972).

La salinité du sol et de l'air constitue l'un des éléments de l'environnement qui conditionnent la survie, le développement et le degré d'infection des champignons phytopathogènes (Regragui, 2005).

II.5.4. *Mucor*

Le genre *Mucor* appartient à l'ordre des Mucorales et au phylum des Mucoromycota, une classification révisée suite aux analyses phylogénétiques à grande échelle qui ont démontré le caractère polyphylétique des anciens Zygomycota (Spatafora *et al.*, 2016). Ces champignons filamenteux sont ubiquitaires et saprophytes, jouant un rôle clé dans la décomposition de la matière organique du sol et des débris végétaux (Lehmann *et al.*, 2020). Morphologiquement, ils se caractérisent par une croissance rapide, des colonies d'abord blanches puis grisâtres, et des sporangiophores non ramifiés portant des sporanges sphériques non apophysés. Certaines espèces, comme *Mucor circinelloides* et *Mucor germinans*, présentent un dimorphisme fongique (transition levure-hyphe) induit par la température corporelle, ce qui complique le diagnostic microscopique (de Hoog *et al.*, 2024). Sur le plan clinique, plusieurs espèces de *Mucor* sont responsables de mucormycose, une infection angio-invasive à haute mortalité, particulièrement chez les patients diabétiques ou immunodéprimés ; l'OMS classe les Mucorales dans la catégorie « haute importance » des pathogènes fongiques prioritaires (Prakash & Chakrabarti, 2019). Paradoxalement, ces mêmes champignons possèdent un fort potentiel biotechnologique : *Mucor circinelloides* est un organisme oléagineux modèle, capable d'accumuler des lipides pour la production de biodiesel et de synthétiser des caroténoïdes comme le β -carotène, dont

la production peut être améliorée par génie génétique (Zhang *et al.*, 2016). Enfin, certaines espèces sont traditionnellement utilisées dans les fermentations alimentaires asiatiques, comme pour la production de Sufu (Han *et al.*, 2004).

II.6. Adaptation des moisissures au stress salin

Les moisissures des sols salins (sebkhas) développent divers mécanismes d'adaptation leur permettant de survivre à des concentrations élevées en sel. Ces adaptations concernent les niveaux cellulaire, physiologique et moléculaire (Nout, 2000).

Au niveau structural, les cellules fongiques subissent des modifications de la paroi cellulaire et de la membrane plasmique, notamment un épaissement de la paroi et une modification de la composition lipidique, afin de limiter les effets toxiques du sel et maintenir l'homéostasie osmotique (Hmad et Gargouri, 2024). La production de pigments tels que la mélanine contribue également à la protection contre les stress environnementaux et à la réduction de la perte d'eau (Ayangbenro et Babalola, 2017).

Sur le plan physiologique, les moisissures maintiennent un équilibre ionique en régulant le rapport K^+/Na^+ , essentiel pour le fonctionnement cellulaire en milieu hypersalin (Turk *et al.*, 2007). Elles accumulent également des osmoprotecteurs (solutés compatibles) tels que les polyols, sucres et acides aminés (proline, glycérol), permettant de stabiliser les protéines et les structures cellulaires (Ding *et al.*, 2019).

Au niveau moléculaire, l'adaptation au stress salin implique l'activation de voies de signalisation spécifiques, notamment la voie HOG (High Osmolarity Glycerol), qui régule l'expression des gènes impliqués dans la réponse osmotique et la synthèse du glycérol (Ayangbenro et Babalola, 2017).

Enfin, ces micro-organismes développent des mécanismes de défense contre le stress oxydatif induit par la salinité, en produisant des enzymes antioxydantes et des protéines chaperonnes assurant la protection des structures cellulaires (Nout, 2000).

Ainsi, l'ensemble de ces mécanismes permet aux moisissures de s'adapter et de se maintenir dans des environnements extrêmes caractérisés par une forte salinité.

II.7. Intérêt des champignons extrémophiles

Les champignons extrémophiles filamenteux suscitent un intérêt scientifique majeur en raison de leur double valeur, à la fois écologique et biotechnologique. Sur le plan fondamental, ils jouent un rôle clé dans le fonctionnement des écosystèmes extrêmes

(déserts salins, sources acides, régions polaires) où ils participent aux cycles biogéochimiques, agissent comme ingénieurs des sols en formant des biocrusts stabilisateurs, et servent de bioindicateurs sensibles des perturbations environnementales liées au changement climatique (Coleine *et al.*, 2024 ; Gunde-Cimerman *et al.*, 2024). Leurs remarquables mécanismes d'adaptation – incluant la voie de signalisation HOG, l'accumulation de solutés compatibles comme le glycérol, et le remodelage de la paroi cellulaire – en font des modèles uniques pour comprendre les limites de la vie eucaryote et les processus évolutifs sous pression sélective extrême (Gostinčar *et al.*, 2024). Sur le plan appliqué, ces microorganismes constituent une source inépuisable d'enzymes résistantes (protéases, lipases, glycosidases) fonctionnant en conditions de salinité, pH ou température extrêmes, avec des débouchés dans les industries alimentaires, des détergents et de la chimie verte (Corral *et al.*, 2025 ; Pócsi *et al.*, 2024). Ils produisent également des métabolites secondaires aux propriétés antibactériennes, antifongiques et anticancéreuses, offrant des pistes prometteuses contre l'antibiorésistance (Abdel-Azeem *et al.*, 2024 ; Wang *et al.*, 2025). Enfin, leur capacité à dégrader des polluants organiques et à séquestrer des métaux lourds en fait des agents efficaces de biorémédiation des sols et eaux contaminés (Koursidis *et al.*, 2024 ; Singh *et al.*, 2025), tandis que leur utilisation comme biostimulants des cultures améliore la tolérance des plantes au stress salin et à la sécheresse, contribuant ainsi à une agriculture durable face au changement climatique (Guzmán-Guzmán *et al.*, 2024 ; Ramatsitsi *et al.*, 2025). Ainsi, des laboratoires aux écosystèmes naturels, ces champignons extrémophiles filamenteux représentent à la fois des modèles biologiques fascinants et des outils précieux pour répondre aux défis environnementaux et industriels contemporains (Ranjan et Rajput, 2025).

CHAPITRE III

Généralités sur les activités biologiques

Parmi les principales activités biologiques rencontrées chez les moisissures, on retrouve les activités enzymatiques, notamment la production d'hydrolases (amylases, cellulases, lipases et protéases) impliquées dans la dégradation de la matière organique et les cycles biogéochimiques (Moreno *et al.*, 2013 ; Damare *et al.*, 2012). En parallèle, ces moisissures sont capables de produire des composés à activité antimicrobienne et antioxydante, jouant un rôle dans la compétition microbienne et la protection contre le stress oxydatif (Corral *et al.*, 2020; Śliżewska *et al.*, 2022).

III.1. Activité antimicrobienne

Les moisissures issues des environnements salins comme les Sebkhas constituent une source importante de métabolites secondaires bioactifs capables d'exercer une activité antimicrobienne. Ces composés ne sont pas indispensables à la croissance fongique mais jouent un rôle écologique majeur dans la compétition microbienne et l'adaptation aux conditions extrêmes (Calvo *et al.*, 2002). Leur production dépend fortement des conditions environnementales telles que la salinité, la température et la disponibilité en nutriments (Keller *et al.*, 2005). Les genres fongiques comme *Aspergillus* sont particulièrement connus pour leur capacité à synthétiser une grande diversité de métabolites secondaires incluant des polykétides et des alcaloïdes (Nielsen *et al.*, 2009 ; Frisvad *et al.*, 2009). Ces conditions extrêmes des Sebkhas peuvent donc favoriser la sélection de souches productrices de composés antimicrobiens.

III.1.1. Activité antibactérienne

Les moisissures isolées des sols salins présentent une activité antibactérienne contre plusieurs bactéries pathogènes Gram positif et Gram négatif. Certains métabolites comme les épipolythiodioxopipérazines peuvent interagir avec les protéines cellulaires bactériennes et générer des espèces réactives de l'oxygène (ROS), ce qui entraîne l'inhibition de leur croissance (Gardiner *et al.*, 2005). D'autres composés tels que les naphtoquinones ou les enniatines perturbent des fonctions essentielles comme la respiration cellulaire et l'équilibre ionique (Kim *et al.*, 1999 ; Jayasinghe *et al.*, 2006). Les extraits de moisissures peuvent également être actifs contre des bactéries résistantes comme *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (MRSA), ce qui montre leur potentiel pharmaceutique (Ranadive *et al.*, 2013; Udu-Ibiam *et al.*, 2014). Cette activité antibactérienne est souvent liée à la présence de composés phénoliques, terpènes et acides organiques capables de perturber les fonctions cellulaires bactériennes (Ranadive *et al.*, 2013).

III.1.2. Activité antifongique

Les moisissures des environnements salins produisent également des composés antifongiques actifs contre divers champignons pathogènes. Par exemple, certaines espèces comme *Aspergillus fumigatus* peuvent produire la gliotoxine, un métabolite secondaire fortement actif contre *Candida albicans* et *Cryptococcus neoformans* (Reilly *et al.*, 1945). Ce composé a montré une forte capacité à inhiber la croissance fongique avec une concentration minimale inhibitrice très faible (Spikes *et al.*, 2008). D'autres extraits fongiques issus de basidiomycètes peuvent inhiber des champignons phytopathogènes comme *Fusarium oxysporum* ou *Aspergillus niger* (Ait Hamadouche *et al.*, 2021 ; Sum *et al.*, 2019). Les strobilurines représentent également une classe importante de composés antifongiques largement utilisés en agriculture (Anke *et al.*, 1977). Ces molécules agissent en inhibant la germination des spores et en perturbant les structures cellulaires fongiques.

III.1.3. Mécanismes d'action des métabolites antimicrobiens

Les métabolites produits par les moisissures agissent par plusieurs mécanismes complémentaires. Certains composés altèrent directement la membrane cellulaire, entraînant des fuites de composants intracellulaires essentiels (Rodrigues-Costa *et al.*, 2020). D'autres induisent un stress oxydatif important via la production d'espèces réactives de l'oxygène, ce qui provoque des dommages aux protéines, lipides et ADN (Gardiner *et al.*, 2005). Certains métabolites inhibent également la synthèse des protéines ou perturbent la respiration mitochondriale, ce qui bloque le métabolisme cellulaire (Freeman et Morrison, 1948 ; Kim *et al.*, 1999). Ces différents mécanismes expliquent l'efficacité large des composés fongiques contre divers microorganismes.

III.1.4. Applications en biocontrôle

Les moisissures isolées des sols salins représentent une source prometteuse pour le biocontrôle en agriculture durable. Certains composés antifongiques comme les strobilurines sont déjà utilisés comme fongicides pour protéger les cultures contre les agents phytopathogènes (Anke, 2020). L'utilisation de métabolites fongiques permet de réduire la dépendance aux pesticides chimiques et de limiter leur impact environnemental (Karwehl et Stadler, 2016; Vallavan *et al.*, 2020). Ces substances peuvent également inhiber efficacement la croissance de microorganismes pathogènes dans différents systèmes biologiques (Ivanov *et al.*, 2021).

III.2. Activités enzymatiques

Les moisissures telluriques présentes dans les sols salins (Sebkha) produisent une diversité d'enzymes extracellulaires qui leur permettent de dégrader des matières organiques complexes en molécules plus simples et assimilables. Cette capacité enzymatique est essentielle pour l'accès aux nutriments dans des environnements pauvres et soumis à un stress salin élevé (Hage et Rosso, 2021.)

Ces enzymes incluent des hydrolases capables de cibler la cellulose, l'hémicellulose, les polysaccharides et les protéines, ainsi que des lipases et estérases qui hydrolysent les lipides et d'autres composés organiques. Leur action contribue à la libération de carbone, d'azote, de phosphore et d'autres éléments nécessaires au métabolisme fongique et à la croissance d'autres micro-organismes présents dans le sol (Żukiewicz-Sobczak *et al.*, 2016).

La production et l'activité de ces enzymes sont influencées par les paramètres physico-chimiques du sol, notamment la salinité, le pH, la température et la disponibilité en eau. Les moisissures adaptent leur profil enzymatique en réponse à ces contraintes, ce qui montre une plasticité métabolique permettant leur survie et leur compétitivité dans les conditions extrêmes des Sebkhas (Kumar *et al.*, 2023).

Ainsi, les enzymes fongiques ne sont pas seulement des outils métaboliques pour la survie des champignons, mais elles jouent également un rôle écologique crucial en contribuant à la dynamique des nutriments et à la fertilité des sols salins. Ces mécanismes enzymatiques renforcent l'importance des moisissures dans la structuration et le maintien des écosystèmes microbiens dans les environnements à forte salinité (Hage et Rosso, 2021).

III.2.1. Amylases

Les amylases sont un groupe d'hydrolases qui peuvent cliver spécifiquement les liaisons glycosidiques dans l'amidon. L'amylase est une enzyme hydrolysant l'amidon (Ross, 1976). Elle est constituée d'une α -amylase et d'une β -amylase (Thoma *et al.*, 1971). Il est bien établi que les α -amylases sont synthétisées par les plantes, les animaux et les micro-organismes, tandis que les β -amylases sont principalement synthétisées par les plantes (Pazur, 1965 ; Thoma *et al.*, 1971).

Selon Michelin *et al.* (2010) et Gupta *et al.* (2003), les glycosides hydrolases peuvent être classées en trois grands groupes : les endoamylases (l' α -amylase) ; les exoamylases regroupent la β -amylase, l' α -glucosidase et la glucoamylase (γ -amylase) ; et les enzymes débranchantes

regroupent la pullulanase et l'isoamylase qui hydrolysent les liaisons α -1,6 de l'amylopectine (Agrawal *et al.*, 2005 ; Akkaya *et al.*, 2012).

Les amylases sont classées en deux catégories :

- **Les endoamylases** : catalysent l'hydrolyse à l'intérieur de la molécule d'amidon d'une manière aléatoire
- **Les exoamylases** : hydrolysent l'extrémité non réductrice pour donner des produits plus courts (Gupta *et al.*, 2003).

Les amylases sont largement utilisées dans plusieurs domaines industriels :

- Elles sont très demandées dans le secteur agroalimentaire et médical (Hmidet *et al.*, 2009).
- Elles trouvent des applications dans les industries de la détergence, de l'alimentaire, des bioénergies, du papier, des colles et de l'industrie pharmaceutique (Sindhu *et al.*, 2017).
- Leur diversité et leur spécificité ont attiré l'attention pour exploiter leurs applications potentielles dans les industries biotechnologiques (Wang *et al.*, 2011a).

III.2.2. Cellulases

Les cellulases se rapportent à un groupe d'enzymes responsables de la dégradation de la cellulose dans la nature. Elles hydrolysent la cellulose en sucres simples (Kader *et al.*, 1999 ; Korish, 2003). Les cellulases sont produites principalement par des microorganismes (bactéries, champignons et actinobactéries) au cours de leur croissance sur la matière cellulosique (Lynd, 2002), mais aussi par des organismes du règne animal, y compris des insectes, des mollusques, des nématodes et des protozoaires (Watanabe et Tokuda, 2001).

Les cellulases sont des hydrolases qui catalysent le clivage des liaisons β -1,4-glycosidiques de la cellulose avec addition d'eau (Lynd, 2002). Elles constituent un système enzymatique complexe composé de trois types principaux d'enzymes : endo β (1-4)-glucanase (EC 3.2.1.4), exo β (1-4)-glucanase (EC 3.2.1.91) et β (1-4)-glucosidase (Xu *et al.*, 2000).

La dégradation complète de la cellulose nécessite l'action synergique de plusieurs enzymes, car malgré la présence d'un seul type de liaison chimique, le polymère est récalcitrant et insoluble (Wilson, 2011 ; Pirzadah *et al.*, 2014 ; Jasani *et al.*, 2016).

Les cellulases agissent selon trois activités enzymatiques complémentaires (Scriban, 1993) :

- **Endo-cellulase** : elle rompt les liaisons internes de la chaîne cellulosique de façon aléatoire, principalement dans les zones amorphes, entraînant la libération de cellodextrines, de cellobiose et de glucose et la création de nouvelles extrémités (Hasper *et al.*, 2002 ; Xu *et al.*, 2000).
- **Exoglucanase ou cellobiohydrolase**: elle attaque les chaînes de cellulose à partir des extrémités non réductrices et libère de la cellobiose. Elle agit surtout sur les substrats partiellement dégradés (Scriban, 1993 ; Xu *et al.*, 2000).
- **β -glucosidase ou cellobiase** (EC 3.2.1.21) : elle hydrolyse la cellobiose en deux molécules de glucose (Onsori *et al.*, 2005).
- Le complexe enzymatique agit en synergie, où le produit d'une enzyme devient le substrat d'une autre, ce qui augmente l'efficacité globale de l'hydrolyse (Lynd *et al.*, 2002 ; Fang, 2008).

Les cellulases microbiennes sont particulièrement importantes car elles sont produites en grande quantité et facilement récupérées du milieu de culture après fermentation (Beerman et Rapp, 1991).

Les cellulases ont de nombreuses applications industrielles :

- Elles sont utilisées dans les industries alimentaires pour faciliter la filtration et améliorer la qualité des produits (Scriban, 1993).
- Elles interviennent dans l'industrie textile et des détergents pour améliorer l'apparence des tissus et la brillance des couleurs (Maurer, 1997 ; Cavako-Paulo, 1998 ; Gusakov *et al.*, 2007).
- Elles sont employées en papeterie pour améliorer la filtrabilité des pâtes à papier et réduire la consommation d'eau (Scriban, 1993 ; Odier et Rouau, 1985).
- Elles sont utilisées dans l'industrie du bioéthanol pour produire de l'éthanol à partir de la biomasse lignocellulosique (Pimentel et Patzek, 2005).

La biotechnologie des cellulases représente une part importante du marché mondial des enzymes et offre des perspectives importantes dans différents secteurs industriels (Bhat, 2000 ; Lekchiri *et al.*, 2006 ; Gao *et al.*, 2008).

III.2.3. Lipases

Les lipases (Triacylglycérol acylhydrolases) sont des enzymes appartenant à la classe des hydrolases, capables de catalyser l'hydrolyse des triglycérides en glycérol et acides gras libres à l'interface eau-lipides. Elles sont également capables d'inverser la réaction dans des milieux non aqueux et sont abondamment présentes dans la nature (Singh, 1999).

Dans les environnements hypersalins tels que les sebkhas, ces enzymes sont produites par des microorganismes adaptés aux conditions extrêmes, caractérisées par une forte salinité, une température élevée et une faible disponibilité en nutriments. Ces milieux abritent une diversité de microorganismes extrêmophiles, en particulier des champignons halotolérants capables de survivre et de fonctionner dans ces conditions (Dendouga *et al.*, 2022).

Les lipases peuvent être produites par divers microorganismes, notamment les bactéries, les levures et les champignons. Parmi ces derniers, les moisissures filamenteuses jouent un rôle important, en particulier les genres *Rhizopus*, *Aspergillus*, *Penicillium*, *Geotrichum*, *Mucor* et *Rhizomucor*. La production de lipases chez ces champignons dépend de plusieurs facteurs tels que la souche, la composition du milieu, le pH, la température et les sources de carbone et d'azote (Cihangir et Sarikaya, 2004 ; Treichel *et al.*, 2009).

Ces moisissures présentent une grande capacité d'adaptation aux conditions extrêmes telles que la salinité élevée, les fortes températures et la faible disponibilité en nutriments. Cette adaptation se traduit par leur capacité à produire des enzymes extracellulaires impliquées dans la dégradation de la matière organique, notamment les lipides. De plus, la production de lipases est généralement induite par la présence de substrats lipidiques tels que les huiles et les acides gras (Gupta *et al.*, 2004; Sharma *et al.*, 2001).

Les lipases agissent principalement à l'interface eau-lipides où elles catalysent l'hydrolyse des triglycérides en glycérol et acides gras libres. En plus de cette activité, elles peuvent également catalyser des réactions de transestérification ainsi que la synthèse d'esters, tout en présentant une spécificité énantiosélective (Park *et al.*, 2005; Gupta *et al.*, 2007; Grbavcic *et al.* 2007; Franken *et al.*, 2009).

Chez les moisissures présentes dans les sols salins, cette activité enzymatique extracellulaire joue un rôle essentiel dans la dégradation des composés lipidiques complexes, permettant aux microorganismes d'accéder aux nutriments dans des environnements pauvres. La production d'enzymes hydrolytiques, y compris les lipases,

constitue ainsi un mécanisme d'adaptation aux conditions extrêmes de salinité et de stress environnemental (Dendouga *et al.*, 2022).

Les lipases microbiennes présentent un grand intérêt en raison de leur stabilité, de leur sélectivité et de leur large spécificité vis-à-vis des substrats (Dutra *et al.*, 2008; Griebeler *et al.* 2009). Elles sont largement utilisées dans divers domaines industriels tels que l'agroalimentaire, les détergents, les cosmétiques, la synthèse organique et l'industrie pharmaceutique (Park *et al.*, 2005; Gupta *et al.*, 2007; Grbavcic *et al.*, 2007; Franken *et al.*, 2009).

Dans les écosystèmes hypersalins comme les sebkhas, les champignons halophiles et halotolérants produisent des enzymes hydrolytiques capables de rester actives dans des conditions extrêmes de salinité et de température. Ces caractéristiques rendent ces enzymes particulièrement intéressantes pour des applications biotechnologiques nécessitant des conditions sévères, notamment dans les procédés industriels (Dendouga *et al.*, 2022).

III.2.4. Gelatinase

La gélatine, issue de l'hydrolyse du collagène, constitue un substrat important pour de nombreux champignons filamenteux capables de produire des enzymes protéolytiques extracellulaires (Souza *et al.*, 2015 ; Kredics *et al.*, 2005). La gélatinase est une enzyme impliquée dans l'hydrolyse de la gélatine en peptides et acides aminés assimilables (Paloheimo *et al.*, 2016 ; Kwon *et al.*, 2007). Plusieurs genres fongiques tels que *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma* et *Fusarium* sont reconnus pour leur forte capacité de production de ces enzymes (Crous *et al.*, 2021).

Dans les sols salins, notamment les sebkhas, les moisissures jouent un rôle important dans la dégradation de la matière organique grâce à la production d'enzymes extracellulaires (Allison, 2005). La gélatinase agit par hydrolyse de la gélatine en peptides et acides aminés plus simples et assimilables par les microorganismes (Souza *et al.*, 2015). Cette activité enzymatique se manifeste par la liquéfaction du milieu contenant la gélatine. Elle est également favorisée par la disponibilité des substrats azotés dans le sol. Par ailleurs, la dégradation de la gélatine résulte d'interactions microbiennes complexes impliquant des phénomènes de coopération et de compétition, où certains microorganismes produisent les enzymes tandis que d'autres exploitent les produits libérés (Abrusci *et al.*, 2004; Ghoul and Mitri, 2016 ; Knelman *et al.*, 2014).

L'activité enzymatique des moisissures contribue fortement à la décomposition de la matière organique et à l'amélioration de la fertilité des sols salins (Tejada *et al.*, 2011). L'hydrolyse de la gélatine permet la libération d'azote, élément essentiel pour la croissance des plantes. La gélatine agit également comme biostimulant en stimulant l'activité microbienne et en améliorant la diversité des communautés du sol. Certains microorganismes associés participent aussi à la solubilisation du phosphate et à la production de sidérophores, ce qui améliore la disponibilité des nutriments pour les plantes (Etesami and Maheshwari, 2018).

Sur le plan industriel, les gélatinases sont utilisées dans l'agroalimentaire pour la clarification des jus et l'attendrissement de la viande, ainsi que dans l'industrie pharmaceutique pour la libération contrôlée des médicaments. Elles sont également exploitées en bioremédiation pour la valorisation des déchets riches en protéines, ce qui en fait des enzymes à fort intérêt biotechnologique (Pathade *et al.*, 2024).

III.2.5. Estérases

Les estérases sont des enzymes lipolytiques qui catalysent la coupure et la formation des liaisons esters. Elles hydrolysent principalement les esters à chaîne courte ou les triglycérides contenant moins de 10 atomes de carbone, contrairement aux lipases qui agissent sur des triglycérides insolubles à longue chaîne (Verger, 1997). Elles sont considérées comme des lipases hydrolysant des esters de chaîne acyle courte solubles dans l'eau et sont inactives vis-à-vis des triacylglycérols à longue chaîne (Chahinian et Sarda, 2009).

Ces enzymes appartiennent à la classe des hydrolases et sont largement distribuées chez les animaux, les plantes et les microorganismes, bien que leurs fonctions physiologiques restent encore peu définies (Beisson *et al.*, 2000). Elles présentent également une large spécificité de substrat, pouvant agir sur des amides, esters et thioesters, et jouent un rôle important dans l'élimination des produits toxiques et xénobiotiques (Gilham et Lehner, 2005).

L'activité enzymatique des estérases consiste principalement à catalyser l'hydrolyse des liaisons esters en libérant des acides gras et des alcools, avec une préférence pour les substrats à chaîne courte solubles dans l'eau (Trevisan *et al.*, 2006). Dans certaines conditions, notamment en milieux organiques anhydres, elles peuvent également catalyser des réactions inverses telles que l'estérification, la transestérification et l'hydrolyse énantiosélective (Pandey *et al.*, 1999). Contrairement aux lipases, les estérases ne présentent

pas d'activation interfaciale, ce qui constitue une différence majeure entre ces deux types d'enzymes (Bornscheuer, 2002). Les estérases sont produites par une grande diversité de microorganismes, notamment des bactéries et des champignons tels que *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Lactobacillus*, ainsi que plusieurs genres fongiques comme *Penicillium*, *Aspergillus*, , *Candida* (Ding *et al.*, 2014 ; Lomolino *et al.*, 2003). Chez les champignons, notamment les moisissures, ces enzymes sont généralement sécrétées sous forme extracellulaire, leur permettant de dégrader des substrats complexes et de s'adapter à différents environnements. L'activité estérase a été mise en évidence chez plusieurs champignons endophytes, avec une variabilité importante selon les espèces et les substrats disponibles, ce qui reflète une diversité fonctionnelle élevée (Lisboa *et al.*, 2014).

Par ailleurs, certaines moisissures comme celles du genre *Fusarium* produisent des estérases impliquées dans leur métabolisme et leur pouvoir pathogène. Ces enzymes participent à la dégradation des lipides, à l'adhésion aux tissus et à l'invasion cellulaire, facilitant ainsi l'infection de l'hôte (Kratka et Kovacikova, 1979 ; Ghannoum, 2000). Dans des environnements extrêmes tels que les sols salins (sebkha), les champignons halotolérants ou halophiles produisent également des estérases extracellulaires. Ces enzymes jouent un rôle essentiel dans la dégradation de la matière organique et l'acquisition des nutriments malgré les conditions de stress salin, ce qui témoigne de leur adaptation écologique (Liu *et al.*, 2013).

Les estérases possèdent une large spécificité de substrat, une bonne stabilité dans les solvants organiques et une forte énantiosélectivité, ce qui leur confère un grand intérêt industriel (Pandey *et al.*, 1999). Elles sont utilisées dans divers domaines tels que la transformation des graisses et des huiles, la synthèse de composés pharmaceutiques, l'industrie papetière, les cosmétiques et les détergents (Cieśliński *et al.*, 2007).

Dans l'industrie alimentaire, les estérases interviennent dans la production d'arômes par la synthèse d'esters aromatiques utilisés comme additifs naturels (Ahmed *et al.*, 2010). Elles participent également à la production de composés optiquement actifs et à la transformation des lipides (Schmidt and Bornscheuer, 2005).

Les enzymes lipolytiques sont aussi largement exploitées dans les détergents, l'agroalimentaire et l'oléochimie pour remplacer des procédés chimiques énergivores (Vulfson, 1994 ; Najjar, 2010). Elles jouent également un rôle important dans la bioremédiation des sols contaminés et des effluents riches en lipides (Boukaa, 2015).

Cependant, malgré leur potentiel, les estérases restent moins utilisées que les lipases en raison de leur disponibilité limitée (Cieśliński *et al.*, 2007 ; Pandey *et al.*, 1999). Néanmoins, les champignons, notamment ceux issus d'environnements extrêmes comme les sols salins, constituent une source prometteuse pour des applications biotechnologiques (Liu *et al.*, 2013).

III.2.6. Protéase

Les Protéases, également appelées peptidases, sont des enzymes appartenant à la classe des hydrolases qui catalysent l'hydrolyse des liaisons peptidiques des protéines en peptides et acides aminés (Mukherjee *et al.*, 2008). Elles sont largement répandues dans les organismes vivants et interviennent dans de nombreux processus biologiques essentiels (Rao *et al.*, 1998).

Ces enzymes se divisent principalement en deux catégories selon leur site d'action : les endopeptidases, qui agissent à l'intérieur de la chaîne polypeptidique, et les exopeptidases, qui hydrolysent les acides aminés situés aux extrémités des chaînes protéiques (Rao *et al.*, 1998 ; Sabotic and Kos, 2012). Elles peuvent également être classées selon leur pH optimal en protéases acides, neutres *et alcalines* (Gupta *et al.*, 2002).

Les micro-organismes constituent la principale source de production des protéases industrielles (Saran *et al.*, 2007). Parmi eux, les champignons filamenteux occupent une place importante grâce à leur capacité à sécréter de grandes quantités d'enzymes extracellulaires directement dans le milieu de culture (Bezerra *et al.*, 2021 ; Souza *et al.*, 2015). Les genres les plus impliqués dans la production de protéases incluent notamment *Aspergillus*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Mucor* ainsi que *Trichoderma* (Vishwanatha *et al.*, 2010 ; Germano *et al.*, 2003).

Les protéases agissent en catalysant l'hydrolyse des liaisons peptidiques qui relient les acides aminés au sein des protéines, entraînant leur dégradation progressive en peptides plus courts puis en acides aminés libres (Gupta *et al.*, 2002 ; Sabotic and Kos, 2012).

Selon leur mécanisme d'action, les exopeptidases interviennent sur les extrémités des chaînes polypeptidiques, tandis que les endopeptidases hydrolysent les liaisons internes, ce qui permet une dégradation plus profonde des protéines (Rao *et al.*, 1998). Sur le plan physiologique, les protéases extracellulaires jouent un rôle essentiel dans la décomposition des protéines présentes dans l'environnement externe, facilitant ainsi l'assimilation des nutriments par les micro-organismes (Gupta *et al.*, 2002).

Chez les champignons, cette activité enzymatique constitue un avantage écologique important, notamment dans les environnements pauvres en nutriments, où la dégradation des protéines représente une source majeure d'azote et de carbone assimilables (Sabotic and Kos, 2012).

Les protéases microbiennes figurent parmi les enzymes les plus utilisées en biotechnologie industrielle en raison de leur stabilité, leur efficacité catalytique et leur diversité fonctionnelle (Rao *et al.*, 1998).

Elles sont largement exploitées dans de nombreux secteurs industriels, notamment l'industrie des détergents, le textile, l'agroalimentaire, la pharmaceutique (Amoozegar *et al.*, 2007 ; Karbalaeei-Heidari *et al.*, 2009). Dans l'industrie alimentaire, elles interviennent dans la transformation des protéines, l'amélioration de la digestibilité et la production d'hydrolysats protéiques, notamment à partir de protéines laitières comme la caséine et le lactosérum (Tavano, 2013 ; Kumari *et al.*, 2012).

Les protéases fongiques présentent un intérêt particulier en biotechnologie grâce à leur capacité à croître sur des substrats peu coûteux, à produire de grandes quantités d'enzymes extracellulaires et à fonctionner dans des conditions variées de pH et de température (Anitha and Palanivelu, 2013 ; Haki and Rakshit, 2003). Cette diversité leur confère un potentiel important pour les applications industrielles modernes, notamment dans des procédés nécessitant des enzymes stables et efficaces.

III.4. Activité antioxydante

Les moisissures isolées des environnements salins constituent un modèle essentiel pour comprendre les mécanismes de réponse au stress oxydatif. À l'instar de l'ensemble des organismes aérobies, elles produisent naturellement des espèces réactives de l'oxygène (ROS) via leur métabolisme cellulaire. Néanmoins, des stress environnementaux sévères, comme une forte salinité, rompent cet équilibre et conduisent à une accumulation excessive de ROS, induisant ainsi un stress oxydatif (Morano *et al.*, 2012; Garre *et al.*, 2010). Ce phénomène est particulièrement observé chez les champignons filamenteux exposés à des concentrations élevées en NaCl (Tanaka *et al.*, 2006; Pang *et al.*, 2008), où les réponses au stress osmotique et oxydatif sont fortement interconnectées (Hohmann et Mager., 2003). Les ROS majeurs, notamment le superoxyde (O_2^-), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et le radical hydroxyle ($HO\bullet$), provoquent des dommages importants aux protéines, lipides et acides nucléiques (Daly., 2009). Pour survivre dans ces conditions, les moisissures activent

des systèmes de défense antioxydants enzymatiques et non enzymatiques. Les espèces halotolérantes comme *Hortaea werneckii*, *Aureobasidium pullulans* et *Wallemia ichthyophaga* montrent une forte capacité d'adaptation au stress salin, avec une induction marquée des systèmes de protection antioxydante (Gostinčar *et al.*, 2011; Gostinčar *et al.*, 2011; Petrovic., 2006; Vaupotič *et al.*, 2008). Cette adaptation confirme le lien étroit entre halotolérance et activité antioxydante chez les moisissures.

L'activité antioxydante des moisissures repose sur un ensemble de mécanismes enzymatiques et non enzymatiques complémentaires. Les enzymes principales impliquées comprennent les superoxyde dismutases, catalases, peroxydases, peroxyrédoxines, glutathion peroxydases, thioredoxines ainsi que des enzymes de détoxification telles que les glutathion transférases et glyoxalases (Yang *et al.*, 2015). Ces systèmes assurent la conversion des ROS en composés moins toxiques, limitant ainsi les dommages cellulaires. En parallèle, des mécanismes non enzymatiques jouent un rôle crucial dans la résistance au stress oxydatif, notamment les complexes au manganèse (Mn^{2+}), les phosphates, certains acides aminés et nucléotides (Daly., 2009; Daly., 2012; Sharma *et al.*, 2017). Chez les moisissures provenant des sols salins, ces deux systèmes sont souvent renforcés afin de maintenir l'équilibre redox cellulaire. Ainsi, la combinaison des systèmes enzymatiques et des molécules protectrices non enzymatiques permet une meilleure adaptation aux conditions de forte salinité et au stress oxydatif associé.

MATERIAL ET METHODES

L'ensemble des manipulations expérimentales a été réalisé au niveau du laboratoire pédagogique de département de biologie de l'université BELHADJ BOUCHAIB, Ain Témouchent.

IV.1. Région d'étude

La sebkha d'Oran est située à 10 km au sud-ouest de la ville d'Oran, à une altitude moyenne de 80 mètres. Elle occupe une dépression fermée, délimitée :

- au nord par le djebel Murdjadjo (589 m d'altitude maximale), où se trouvent les villes de Misserghin, Bou Tlélis et El Amria ;
- au sud par le massif des Tessala (1 061 m d'altitude maximale), bordé par les localités de Tamazougha et Arbal ;
- à l'est et à l'ouest par des collines de faible hauteur (Ramsar Sites Information Service, 2001).

Le bassin versant couvre plus de 2 000 km². En hiver, les eaux de ruissellement s'y accumulent. Le fond de la sebkha se situe en moyenne à 80 m d'altitude, tandis que les berges sont plus élevées : 111 m à l'ouest (Hassi El Ghellah) et 96 m au nord (Misserghine et Bou Tlélis). La hauteur moyenne annuelle des eaux écoulées est d'environ 450 mm, mais l'évaporation atteint 575 mm/an, soit un déficit hydrique net (Emberger, 1971 ; Benkesmia *et al.*, 2023).

Les précipitations annuelles moyennes varient selon l'exposition : environ 450 mm/an au nord et à l'ouest (près de la mer), contre seulement 350 mm/an au sud-est. La température moyenne annuelle est de 17,5 °C (Emberger, 1971).

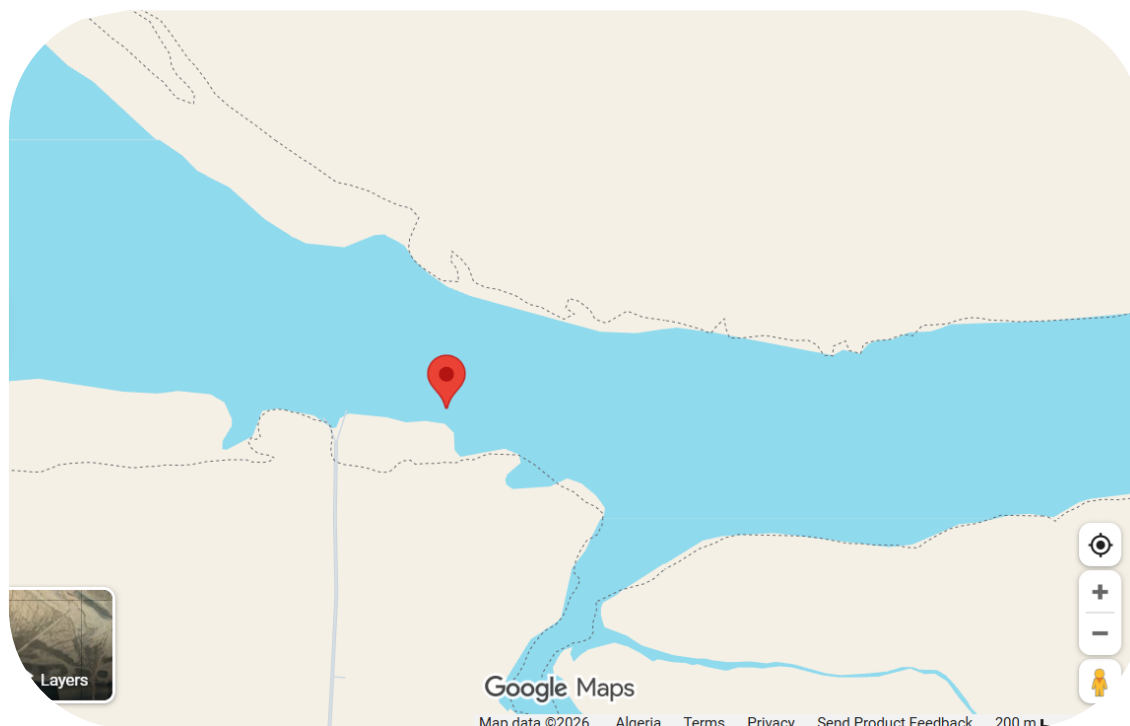


Figure 08: Localisation géographique du site d'étude (la date 7 février 2026).

IV.2. Echantillonnage et prélèvement

Au total 9 échantillons, (Cependant, seules les mesures de 5 échantillons étaient exploitables) du sol ont été prélevés à partir de sud de Sebkhia d'Oran, proche de Ein El baida (FX2V+R7F, ORAN) (Figure 08). Les échantillons étaient prélevés aseptiquement à l'aide des cuillères stériles puis déposés dans des pots de prélèvement stériles. Les échantillons ont été ensuite transférés au laboratoire dans un glacier à 4°C puis conservés à 4°C pour l'analyse le lendemain.

IV.3. Détermination du pH et de conductivité du sol salin

Le pH et la conductivité du sol ont été mesurés à l'aide de l'appareil à d'un conductimètre au niveau de laboratoire de génie civil de l'université de Ain Témouchent.

IV.4. Isolement des moisissures halophiles

Les échantillons de sol numérotés de 1 à 5 ont été ensemencés en surface sur des boîtes de Petri contenant le milieu PDA (Potato Dextrose Agar) et CDA (Czapek Dox Agar) à différentes concentrations en NaCl (10% et 15%). La procédure consiste à répartir quelques fragments du sol sur la surface de milieux de cultures. Ensuite, les boîtes ensemencées ont été incubées à une température de 25 °C pendant une durée de quatre jours,

permettant ainsi le développement des colonies fongiques. Par ailleurs, la durée d'incubation était prolongée jusqu'à l'obtention des colonies et/ou l'altération du milieu de cultures.

IV.5. Purification et identification phénotypique des isolats halophiles

Après incubation, les colonies de moisissures obtenues ont été sélectionnées puis subit à une purification sur milieu PDA dépourvu de NaCl. Après confirmation de leur pureté macroscopique, les isolats obtenus étaient subis à une identification phénotypique basé sur l'observation microscopique des frottis de moisissures étudiées. Dans cet objectif, la clé de Barnett et Hunter (1972) était utilisé.

Il faut noter également que les aspects macroscopiques étaient également pris en considération malgré la variabilité probable et les difficultés d'identification liés aux caractères macroscopiques comme couleur, la texture et la morphologie.

IV.6. Conservation des isolats de moisissures halophiles

Les isolats obtenus précédemment, étaient conservées sur milieu PDA pour usage de routine, tandis que pour long conservation, les isolats obtenus étaient conservés à -20°C dans un bouillon de Malte contenu de 20% de glycérol.

IV.7. Etude des activités biologiques des moisissures halophiles

Ces micro-organismes adaptés aux hautes salinités sont susceptibles de produire diverses enzymes extracellulaires, dont l'étude permet de mieux comprendre leur rôle écologique et leur potentiel biotechnologique.

IV.7.1. Evaluation des activités enzymatiques

Les isolats purifiés ont été testés pour leurs capacités de produire des enzymes. La procédure consiste à ensemercer un fragment de chaque isolat sur milieu à tester contenant le substrat de l'enzyme à rechercher. Le tableau 04 décrit les milieux utilisés avec leur substrat et technique de révélation de l'activité enzymatique. Un milieu PDA non supplémenté a été utilisé comme témoin afin de permettre une comparaison avec les milieux enrichis. Il faut noter également qu'un témoin d'une culture fongique étaient également incubés dans la même température. La préparation des milieux utilisés est décrite à l'annexe 1.

Les boîtesensemencées étaient par la suite incubées à 30°C pendant 5 jours.

Tableau 04 : Substrats et méthodes de détection des activités enzymatiques.

Enzyme recherchée	Milieu utilisé	Substrat (concentration)	ajouté	Lecture	Références
Amylase	PDA	Amidon (2 g/L)		Révélation à l'iode : halo clair	(Hankin <i>et al.</i> , 1975)
Cellulase	PDA	Carboxyméthylcellulose – CMC (5 g/L) + extrait de levure		Rouge Congo : halo jaune	(Sazci <i>et al.</i> , 1986)
Gélatinase	PDA	Gélatine (4 g/L)		Liquéfaction du milieu après réfrigération	(Hankin <i>et al.</i> , 1975)
Protéase (caséinase)	PDA	Lait écrémé (10 g/L)		Halo transparent	(Hankin <i>et al.</i> , 1975)
Estérase	PDA	Tween 80 (10 mL/L)		Précipité de calcium (opacité)	(Hankin <i>et al.</i> , 1975)
Lipase	PDA	Huile d'olive (10 mL/L)		Halo coloré (bleu de Victoria) ou clair	(Kouker <i>et al.</i> , 1987)

Pour chaque test enzymatique positif (apparition d'un halo clair ou coloré autour de la colonie), les deux diamètres de l'halot et la colonie étaient mesurées à l'aide d'un pied à coulisse ou d'une règle graduée pour calculer l'indice enzymatique (Equation 1).

$$EI = \frac{\text{Diamètre total (colonie + halo)}}{\text{Diamètre de la colonie seule}} \quad \text{Equation 1}$$

- **EI** : Indice enzymatique (*Enzymatic Index*) ;

- **Diamètre total (Dt)** : diamètre de la colonie + du halo (zone de dégradation du substrat) ;
- **Diamètre de la colonie (Dc)** : diamètre de la colonie seule (sans le halo).

Un indice $\geq 1,5$ est généralement considéré comme une activité enzymatique importante. Pour le diamètre mesuré, deux mesures perpendiculaires ont été effectuées puis la moyenne de deux mesures était calculée.

IV.7.2. Recherche des activités antibactériennes

L'activité antibactérienne a été recherchée seulement contre certaines souches de groupe de *Bacillus cereus* de Ziane *et al.* (2014). La procédure consiste à étaler les bactéries indicatrices à tester sur milieu Muller-Hinton avec une inoculum de 0,5 McFarland. Ensuite, un fragment de 2 cm de chaque isolat était déposé au centre de boîtes de Petri. Une culture témoin de bactéries a été également incubée dans les mêmes conditions de températures.

Enfin, les boîtes de Petri étaient incubées à 25 °C pendant 24 à 72 heures. L'activité antibactérienne est évaluée par l'apparition éventuelle d'une zone d'inhibition autour du champignon.

IV.7.3. Recherche de l'antagonisme champignon-champignon

Sur des boîtes de Petri contenant du milieu PDA, 4 isolats différents, fraîchement préparé à partir de milieu PDA, étaient ensemencés par touche sur la même boîte de Petri. Toutes les boîtes étaient incubées à 30 °C pendant 5 jours (jusqu'à l'apparition d'une éventuelle inhibition de croissance entre les colonies). Les résultats étaient notés par observation directe.

IV.7.4. Mise en évidence de la production de la mélanine

La production de la mélanine a été mise en évidence sur milieu PDA supplémenté avec 10 g/L de tyrosine. Les cultures étaient incubées à l'obscurité à 30 °C pendant 12 jours ou plus. La production de tyrosine (oxydation en mélanine) se traduit par un noircissement des colonies.

RESULTAT ET DISCUSSION

V.1. Identification des moisissures halophiles

L'ensemble des échantillons de sol analysés était contaminé par les moisissures halophiles. Ces échantillons étaient prélevés à partir de la même région, mais à différentes distances. Les résultats d'identification microscopique ont révélé une diversité des souches isolées, avec une prédominance (46%) du genre *Penicillium*. D'autres genres étaient également identifiés avec différentes fréquences comme *Aspergillus* (27%), *Mucor* (18%) et *Fusarium* (9%). Quant à la distribution des moisissures en fonction des échantillons, le sol de l'échantillon 2 contient trois genres : *Penicillium*, *Mucor* et *Aspergillus*, tandis que le sol de l'échantillon numéro 3 ne contient pas de *Mucor* mais contient des *Fusarium*. Par ailleurs, l'échantillon 5 contient les genres *Penicillium* et *Mucor*, tandis que l'échantillon 7 contient uniquement *Penicillium*. L'échantillon 4 contient les genres *Penicillium*, *Mucor* et *Aspergillus* (Figure09).

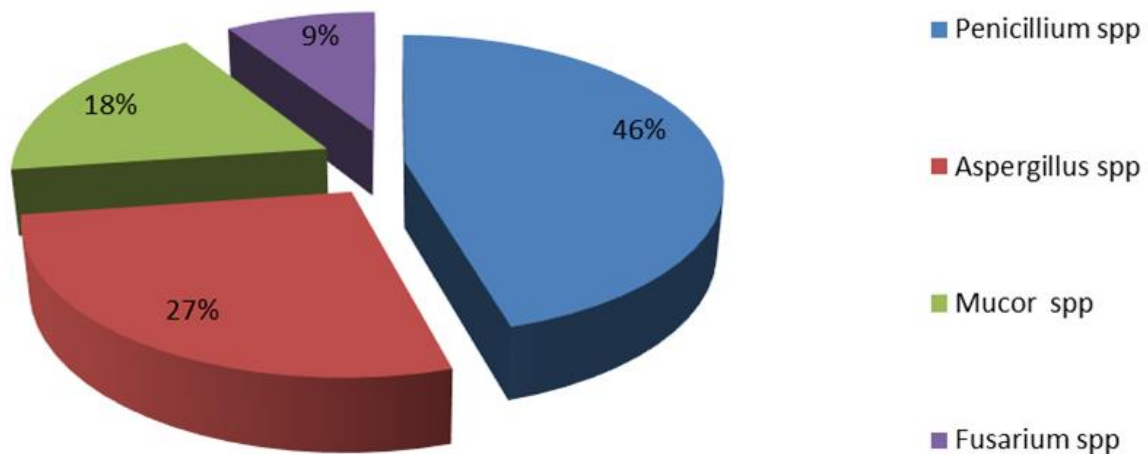


Figure 09: Répartition de différents genres fongiques dans les échantillons du sol salin analysés.

Parmi les genres identifiés, les nombres des isolats obtenus est comme suite :

- 9 isolats de *Penicillium* spp. ;
- 5 isolats d'*Aspergillus* spp. ;
- 3 souches de *Mucor* spp. ;
- 2 souches de *Fusarium* spp..

La plupart des isolats obtenus isolées (14 sur 19) appartenait donc aux deux genres dominants, *Penicillium* et *Aspergillus*. Ces résultats sont en accord avec les résultats de Chamekh *et al.* (2019). En effet, Ils ont montré une large tolérance de *Penicillium* et *Aspergillus*, aux conditions de stress osmotique, tandis que d'autres, les *Mucor* et *Fusarium*, y sont plus sensibles.

Des études ont montré que certaines variations locales (teneur en sel, humidité, pH, matière organique) expliquent ces disparités. Dendouga et Belhamra (2021) ont observé des différences similaires dans les sols hypersalés du Sahara algérien, où la diversité fongique était plus élevée dans les zones à salinité proche de 10 % et riches en matière organique.

Les 19 souches, isolées sur deux milieux de culture différents (PDA et CDA), ont montré une croissance nettement plus importante sur PDA que sur CDA. Parmi les souches isolées, 17 (89,5 %) ont été obtenues sur PDA, contre seulement 2 (10,5 %) sur CDA.

- *Penicillium spp.* (9 souches) et *Aspergillus spp.* (5 souches) étaient présents sur les deux milieux. Avec ces deux genres, le nombre d'isolats était plus élevé sur PDA (respectivement 8 et 4 souches) que sur CDA (1 et 1 souche) ;
- *Mucor spp.* (3 souches), la croissance était faible et limitée : 2 souches sur PDA, 1 sur CDA ;
- *Fusarium spp.* (2 souches), l'espèce a été détectée exclusivement sur PDA à 10 % NaCl.

Des études ont montré que certains champignons saprophytes tirent profit de la richesse nutritionnelle du PDA (extraits de pomme de terre, amidon, vitamines, glucose). Nazareth et Gonsalves (2013) ont rapporté une meilleure croissance d'*Aspergillus penicillioides* sur PDA supplémenté en NaCl que sur milieux synthétiques. De plus, Moubasher *et al.* (1990) ont noté que les espèces d'*Aspergillus* et *Penicillium* se développent bien sur milieu Czapek (CDA) en présence de NaCl, mais avec une biomasse plus faible que sur milieu riche. La plupart des souches isolées dans notre étude affirment ces résultats.

Quant aux résultats d'isolement obtenus en fonctions de deux concentrations de NaCl (10 % et 15 %).

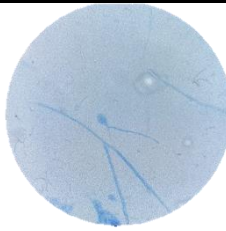
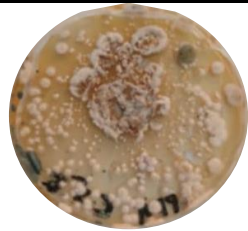
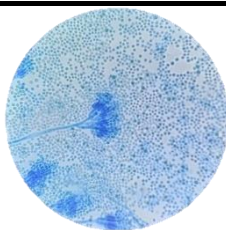
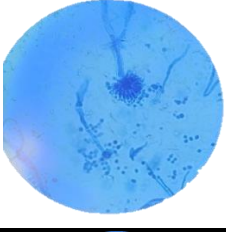
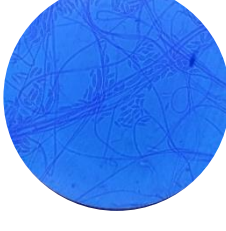
- Concentration de 10 % NaCl, 16 souches (84,2 %) ont été dénombrées, réparties sur les 4 genres : *Penicillium* (7), *Aspergillus* (4), *Mucor* (3), *Fusarium* (2) ;

- Concentration de 15 % NaCl, seulement 3 souches (15,8 %) ont été obtenues, appartenant exclusivement à *Aspergillus* (2 souches) et *Penicillium* (1 souche). Avec *Mucor spp.* et *Fusarium spp.*, aucune colonie n'a été observée à 15 % NaCl.

Des études ont montré que certaines espèces, comme *Aspergillus* et *Penicillium*, tolèrent mieux 15 % NaCl que *Mucor* et *Fusarium*. La plupart des souches isolées sont halotolérantes mais non halophiles strictes, avec une croissance optimale entre 8 et 12 % NaCl. À 15 % NaCl car le stress osmotique provoque une déshydratation cellulaire et perturbe les équilibres enzymatiques. Al Tamie (2016) a observé la chute de croissance de plusieurs espèces d'*Aspergillus*, de *Penicillium* et de *Mucor*, à 15 % NaCl puis s'inhiber à 20 %.

Evans *et al.* (2013) a montré une meilleure tolérance des souches d'*Aspergillus* et *Penicillium*, à 15 % NaCl, isolés à partir des sols hypersalés. Cette tolérance est liée à l'accumulation d'osmolytes compatibles comme le glycérol. Nazareth et Gonsalves (2013) qualifient d'ailleurs *Aspergillus penicillioides* comme véritable model des champignons halophiles.

Tableau 05 : Observation microscopique des moisissures.

Isolat Code	Genre de moisissure/Description	Observation microscopique	Aspect Macroscopique
<i>Mucor</i> C5C	• Hyphes : Non septés (ou siphonnés), plus larges et lisses • Conidiophores (Sporangiophores) : arrondie (sporangie ou sporocyste). • Spores (Sporangiospores) : – Forme : Petites cellules sphériques ou ovales contenues à l'intérieur du sporangie. – Organisation : Contrairement au <i>Penicillium</i>, les spores ne sont pas en chaînes libres mais sont enfermées dans une "poche" (le sporangie) qui finit par se rompre pour les libérer.		
<i>Penicillium</i> C5A	• Hyphes : Septés (présence de cloisons transversales le long des filaments). • Conidiophores : se termine par une structure ramifiée en forme de pinceau. • Spores (conidies) : – Forme : Petites cellules sphériques ou circulaires. – Organisation : longues chaînes partant des phialides (les extrémités du pinceau).		
<i>Aspergillus</i> C9B	Hyphes : Septés (présence de cloisons transversales le long des filaments). • Conidiophores : se termine par un renflement arrondi appelé vésicule (visible au centre de l'image), sur laquelle se fixent les phialides. • Spores (conidies) : – Forme : Petites cellules sphériques ou circulaires. – Organisation : rayonnent tout autour de la vésicule.		
<i>Fusarium</i> P6A	Hyphes : Septés (filaments fins avec des cloisons visibles). Conidiophores : Tiges courtes et simples (parfois ramifiées de manière irrégulière) qui portent les spores. Spores (conidies) : • Forme : Allongée, en forme de fuseau, de croissant ou de banane (caractéristique majeure de ce genre). • Organisation : Elles apparaissent souvent isolées ou regroupées en petits amas le long des hyphes, mais ne forment pas de longues chaînes en pinceau.		

V.2. Mise en évidence des activités enzymatiques

V.2.1. Activité amylase (hydrolyse de l'amidon)

Sur les 16 souches de moisissures testées, toutes (100 %) ont présenté un indice enzymatique (IE) supérieur à 1, avec des valeurs allant de 1,08 (P9B) à 1,86 (C6C1) comme illustré sur les photos des résultats dans la figure 10. Les souches C6C1, P5A, C5A, C5C et P9C ont montré les plus fortes activités.

Cette forte prévalence (100 %) est supérieure à celle rapportée par Sopalun et Iamtham (2020) chez les champignons endophytes d'orchidées, où seulement 25 % des souches produisaient une amylase. De même, Makhdoumi Kakhki *et al.* (2011) avaient observé une production d'amylase chez les archées halophiles extrêmes des lacs salés. Nos résultats sont en accord avec Chamekh *et al.* (2019) qui ont isolé des champignons halotolérants de la Grande Sebkha d'Oran et rapporté une forte activité amylolytique, notamment chez *Aspergillus* sp. La quasi-totalité de nos souches issues d'un sol salin semble donc adaptée à la dégradation de l'amidon, ce qui pourrait être lié à la disponibilité de polymères organiques dans ces environnements extrêmes.

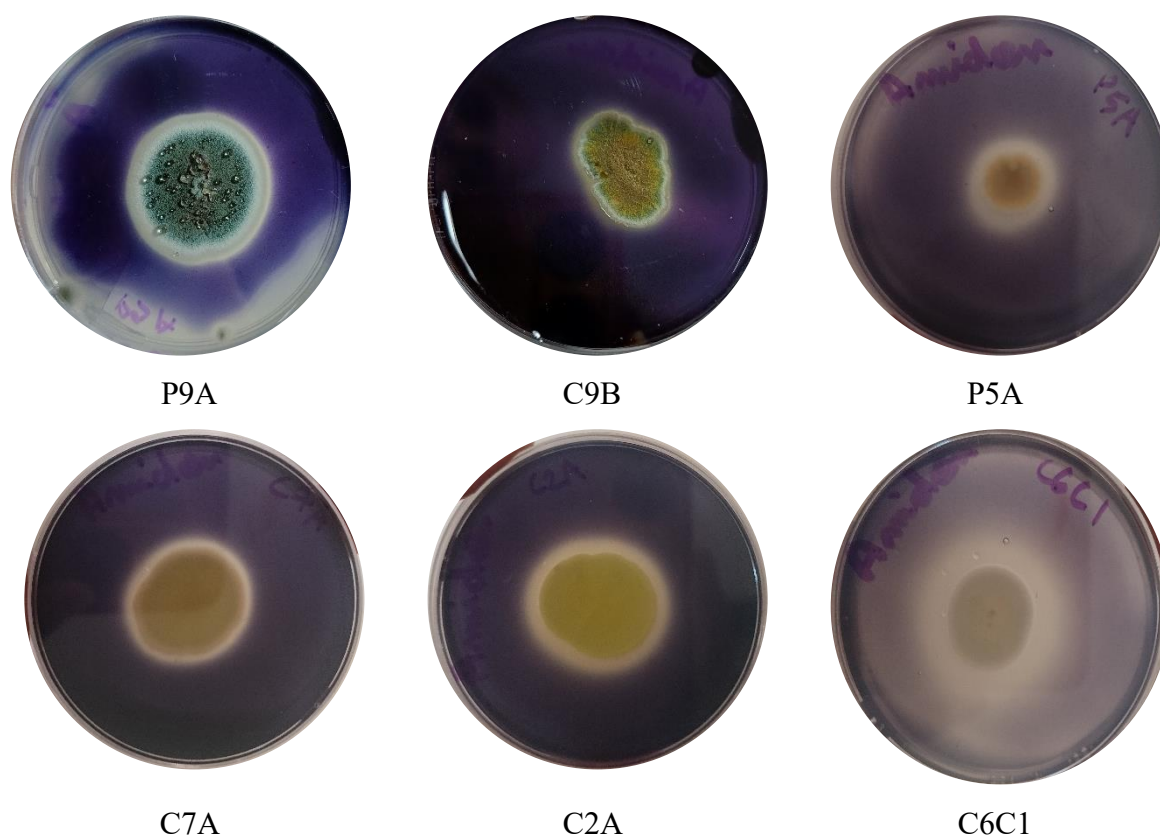


Figure 10: Résultat d'activité d'amylase.

V.2.2. Activité cellulase (hydrolyse de la CMC)

Parmi les 19 souches testées, 17 (89,5 %) ont montré un IE > 1, avec des valeurs comprises entre 1,06 et 1,60. Deux souches (P6B, IE = 0,69 et P6A, IE = 1,00) étaient négatives. Les souches P5B et C5B ont présenté un halo total non mesurable, indiquant une hydrolyse très forte comme illustré sur les photos des résultats dans la figure 11.

Le taux de positivité (89,5 %) est nettement plus élevé que celui observé par Sopalun et Iamtham (2020) (56 %). Jaouani *et al.* (2014), dans la Sebkha El Melah en Tunisie, ont également isolé des micromycètes halotolérants producteurs de cellulase. La capacité à dégrader la cellulose est fréquente chez les champignons du sol, mais elle semble particulièrement répandue dans notre échantillon de sol salin, peut-être en raison de la nécessité de décomposer la matière végétale entrant dans la sebkha.

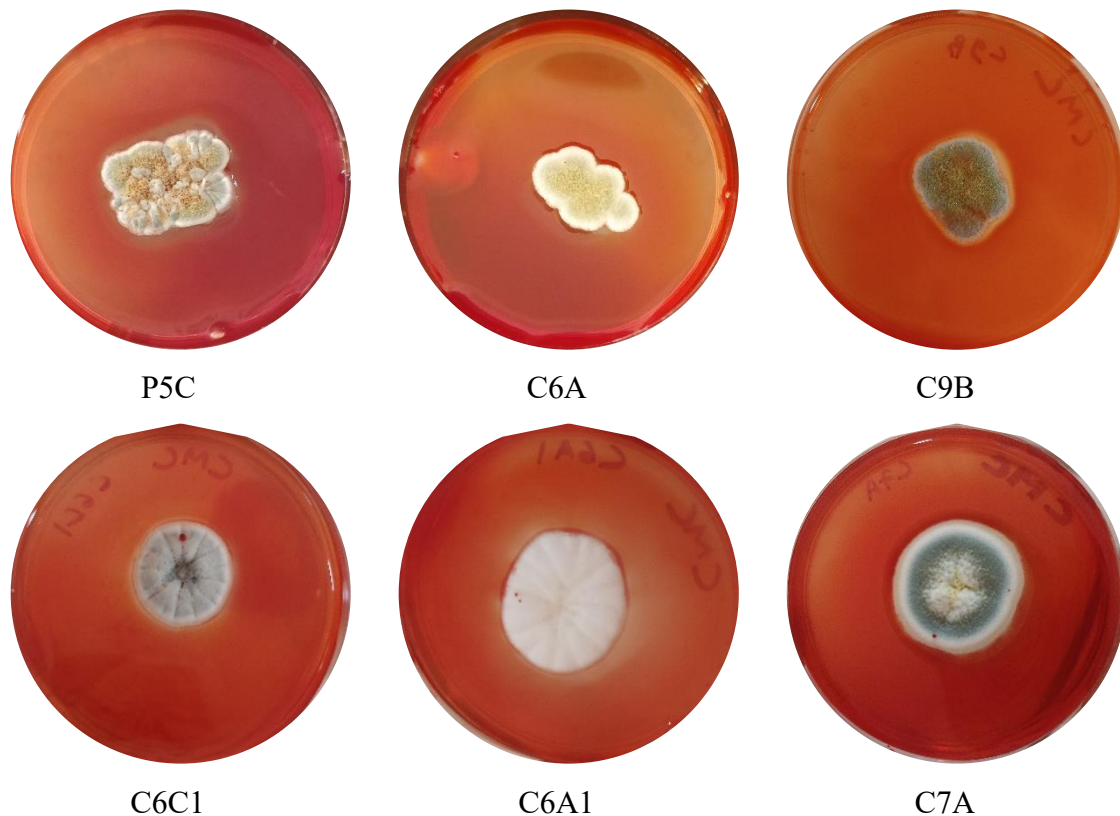


Figure 11 : Résultat d'activité de cellulase.

V.2.3. Activité protéase (hydrolyse du lait écrémé)

Les 13 souches testées (100 %) ont montré une activité protéolytique avec des IE variant de 1,125 à 1,667. La souche C2A1 a présenté l'IE le plus élevé (1,667) comme illustré sur les photos des résultats dans la figure 12.

Ce résultat (100 %) contraste fortement avec les 39 % de protéase positive rapportés par Sopalun et Iamtham (2020) chez les champignons endophytes. En revanche, Dendouga et Belhamra (2021), travaillant sur des microchampignons de lacs salés sahariens, ont trouvé que 60,87 % des isolats produisaient une protéase. Chamekh *et al.* (2019) ont également noté que la protéase était l'enzyme la plus abondante chez les champignons de la Grande Sebkhah d'Oran. L'universalité de l'activité protéolytique dans nos souches suggère un rôle clé dans la dégradation des protéines pour la survie en milieu salin. Comme le soulignent Gocheva *et al.* (2021), les protéases fongiques halophiles sont d'un grand intérêt pour les procédés industriels en conditions extrêmes.

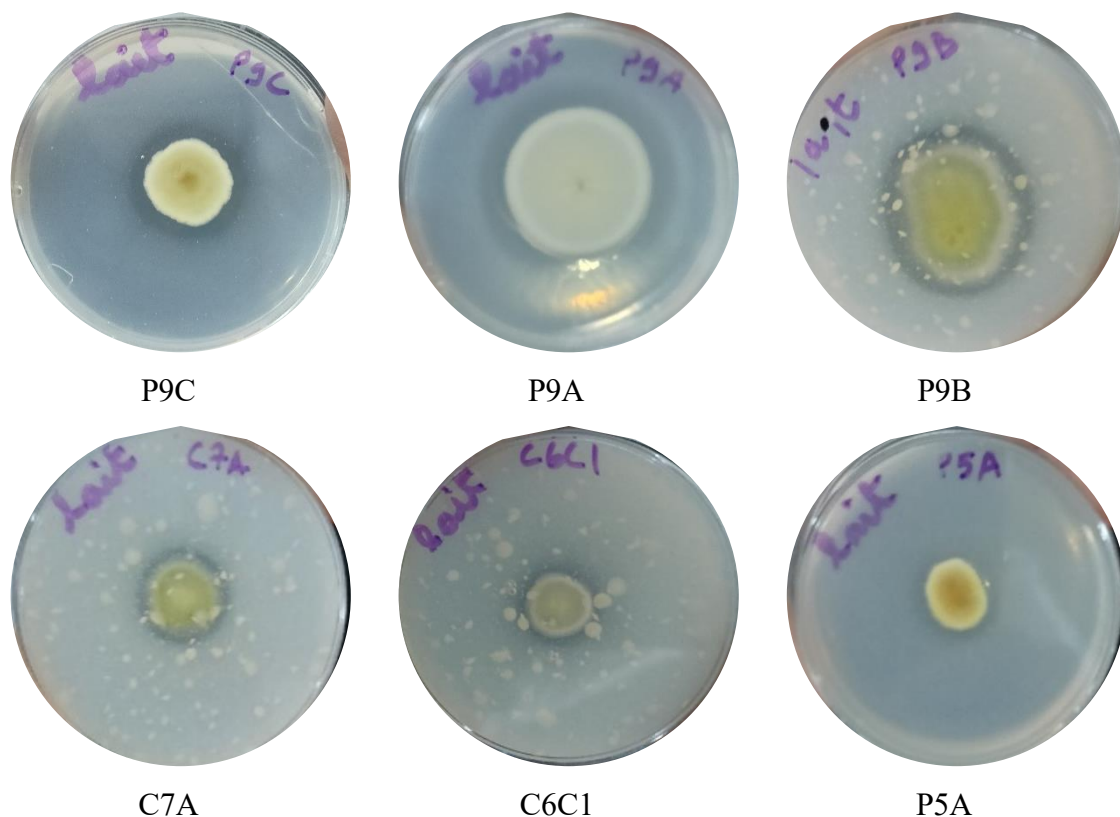


Figure 12: Résultat d'activité de protéase.

V.2.4. Activité lipase (huile d'olive)

Sur 20 tests réalisés, 13 souches (environ 65 %) ont présenté un IE > 1, avec des valeurs faibles à modérées (1,0556 à 1,3333). Les autres souches (IE = 1) étaient inactives comme illustré sur les photos des résultats dans la figure 13.

Notre proportion (65 %) est très proche de celle de Sopalun et Iamtham (2020) (67 % pour la lipase). Makhdoumi Kakhki *et al.* (2011) ont également rapporté une forte production de lipase chez les archées halophiles des lacs salés. Ben Hmad *et al.* (2024)

confirment que les champignons filamenteux halophiles produisent des lipases stables en conditions extrêmes. Toutefois, l'activité lipasique reste modérée dans nos souches (IE faibles), ce qui pourrait indiquer une production basale ou une adaptation moins critique que pour l'amylase et la protéase.

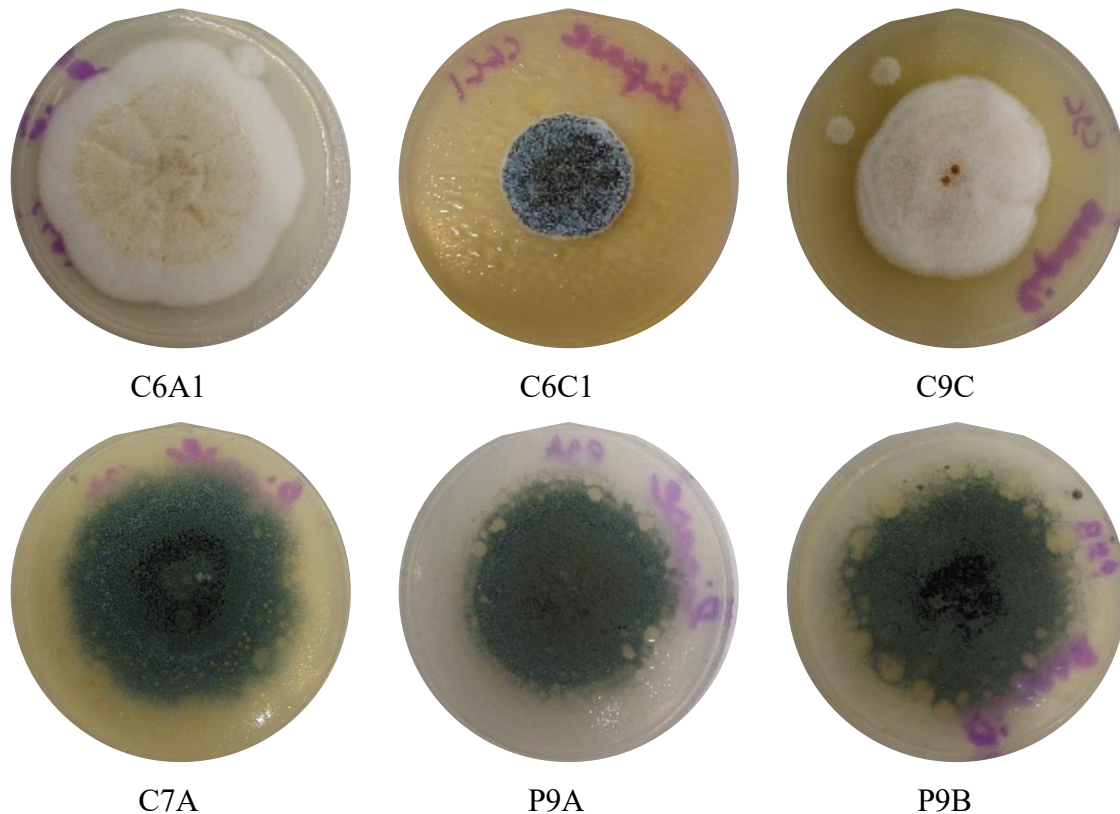


Figure 13: Résultat d'activité de lipase.

V.2.5. Activité estérase (Tween 80)

Seules 7 souches sur 15 (46,7 %) ont montré un $IE > 1$, avec des valeurs très modérées (1,0588 à 1,3333). La majorité des isolats (8 souches) avaient un $IE = 1$, soit aucune activité comme illustré sur les photos des résultats dans la figure 14.

L'activité estérasique est la moins fréquente parmi les enzymes testées. Peu d'études sur les moisissures de sebkhas se sont intéressées spécifiquement à l'estérase. Jaouani *et al.* (2014) ont toutefois criblé des souches de Sebkha El Melah pour diverses hydrolases, incluant des enzymes agissant sur les lipides, mais le Tween 80 peut également être hydrolysé par des estérases. La plus faible prévalence observée suggère que la dégradation des esters simples est moins cruciale pour la survie dans le sol salin que celle de l'amidon, des protéines ou de la cellulose.

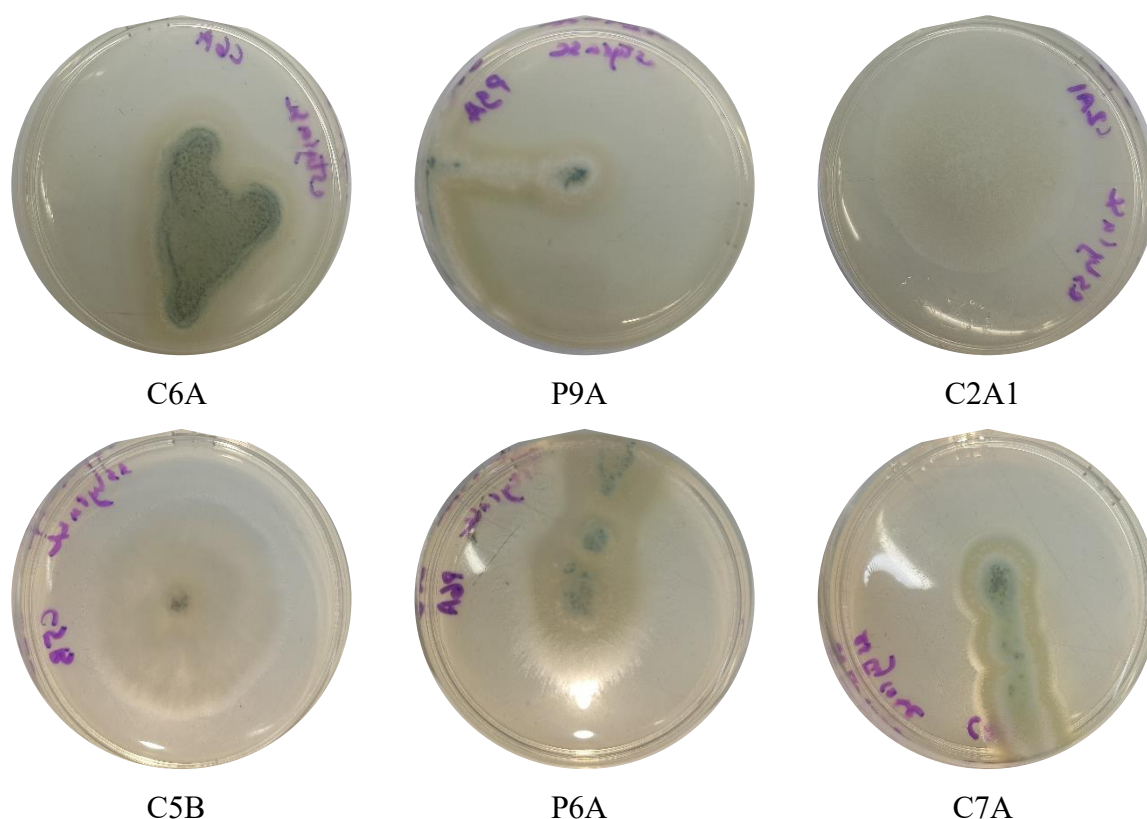


Figure 14 : Résultat d'activité d'estérase.

L'ensemble de nos résultats montre que les moisissures isolées d'un sol salin (sebkha) possèdent un potentiel enzymatique remarquable, en particulier pour l'amylase, la protéase et la cellulase. Ces observations sont cohérentes avec celles de Chamekh *et al.* (2019) sur la Grande Sebkha d'Oran et de Jaouani *et al.* (2014) sur la Sebkha El Melah. Comme le soulignent Gocheva *et al.* (2021) et Ben Hmad *et al.* (2024), ces champignons halophiles restent encore sous-exploités malgré leur capacité à produire des enzymes fonctionnant dans des conditions de forte salinité, de faible activité de l'eau et de températures élevées. Les études portant sur ces enzymes restent encore limitées et ne sont pas encore largement exploitées dans les procédés industriels, mais nos résultats confirment que les sebkhas constituent un réservoir précieux de souches fongiques productrices d'hydrolases d'intérêt biotechnologique.

V.3. Activité antifongique

L'identification morphologique des 19 souches de moisissures isolées du sol salin (sebkha) a révélé une dominance nette du genre *Penicillium*, représentant 52,6 % (10 souches) de l'ensemble des isolats. Le genre *Aspergillus* vient en seconde position avec

31,6 % (6 souches). Les genres *Mucor* et *Fusarium* sont minoritaires, avec respectivement 10,5 % (2 souches) et 5,3 % (1 souche).

Cette répartition est cohérente avec plusieurs études menées sur les champignons halotolérants et halophiles des sebkhas et des lacs salés.

Chamekh *et al.* (2019) ont isolé des champignons de la Grande Sebkha d'Oran (Algérie) et rapporté une prédominance des genres *Aspergillus* (environ 45 % des isolats) et *Penicillium* (environ 35 %), suivis de *Cladosporium*, *Mucor* et *Fusarium*. Nos résultats montrent un pourcentage plus élevé de *Penicillium* (52,6 % contre 35 %) et légèrement inférieur pour *Aspergillus* (31,6 % contre 45 %). Ces différences peuvent s'expliquer par la variabilité des sites d'échantillonnage, des conditions physico-chimiques du sol (salinité, pH, matière organique) et des milieux d'isolement utilisés.

Jaouani *et al.* (2014) ont étudié la Sebkha El Melah (Tunisie) et ont trouvé que *Aspergillus* et *Penicillium* étaient les genres dominants, représentant ensemble plus de 70 % des micromycètes isolés. Leurs résultats sont très proches des nôtres (52,6 + 31,6 = 84,2 %). Ils ont également rapporté la présence de *Mucor* (environ 8 %) et de *Fusarium* (environ 5 %), ce qui correspond bien à nos observations (10,5 % et 5,3 % respectivement).

Dendouga et Belhamra (2021) ont isolé des microchampignons de lacs salés sahariens (Algérie). Ils ont obtenu une répartition légèrement différente : *Aspergillus* (48 %), *Penicillium* (28 %), *Fusarium* (12 %), *Mucor* (8 %) et d'autres genres. La proportion plus élevée d'*Aspergillus* dans leur étude pourrait être liée à une salinité plus élevée ou à une composition spécifique du sol.

Moubasher *et al.* (2020) ont travaillé sur des salines égyptiennes et ont également rapporté la dominance d'*Aspergillus* (environ 55 %) et de *Penicillium* (environ 25 %), avec une faible proportion de *Mucor* et *Fusarium*.

La forte représentation de *Penicillium* dans notre échantillon (52,6 %) suggère que ce genre est particulièrement bien adapté aux conditions de notre site d'étude. *Penicillium* est connu pour sa capacité à produire une large gamme d'enzymes extracellulaires (amylase, protéase, cellulase) et des métabolites secondaires antifongiques, ce qui lui confère un avantage compétitif en milieu salin. Comme le soulignent Gocheva *et al.* (2021), les espèces de *Penicillium* halophiles synthétisent des molécules bioactives uniques en réponse au stress osmotique.

La faible proportion de *Fusarium* (5,3 %) et de *Mucor* (10,5 %) est également classique dans les milieux salins extrêmes. *Fusarium* est souvent plus abondant dans les

sols agricoles ou tempérés, tandis que sa présence diminue avec l'augmentation de la salinité (Jaouani *et al.*, 2014). *Mucor*, bien que moins fréquent, a été isolé dans plusieurs sebkhas (Chamekh *et al.*, 2019) et peut également produire des métabolites d'intérêt.

Tableau 06: Activité antifongique des souches inhibitrices et leurs cibles correspondantes.

Souche inhibitrice	Genre	Cibles inhibées (souches dominées)
C2A1	<i>Aspergillus</i>	P6B (×5), P5B
P5B	<i>Penicillium</i>	C5B (×3)
C5C	<i>Mucor</i>	P5B, C6A1, P9C
P9C	<i>Penicillium</i>	C6B
C9B	<i>Aspergillus</i>	P6B
C5A	<i>Penicillium</i>	C6A
C6A1	<i>Penicillium</i>	C2A1
C9C	<i>Aspergillus</i>	P9A, P5B
C6A	<i>Penicillium</i>	P5B
P5A	<i>Aspergillus</i>	C6B

Tableau 07: Répartition des genres fongiques isolés du sol salin (sebkha).

Genre	Nombre de souches	Pourcentage (%)	Codes des souches
<i>Penicillium</i>	10	52,6	C7A, C6A, C6C1, P9A, C5A, C2A, C6A1, C6B, P9B, C5B
<i>Aspergillus</i>	6	31,6	C6C, C2A1, C9C, C9B, P5A, C9A
<i>Mucor</i>	2	10,5	P2A, C5C
<i>Fusarium</i>	1	5,3	P6A
Total	19	100	—

V.4. Activité antibactérienne

L'ensemble des souches fongiques testées (P6A, P9A, C6A1, P5A, C5C, C6C1, C6C, P5B, P9C, P5C) n'a montré aucune activité antibactérienne visible. Aucune zone d'inhibition n'a été observée sur les boîtes de Pétri, que ce soit en lecture recto (face supérieure de la colonie) ou en lecture verso (face inférieure de la gélose).

Toutes les souches fongiques ne possèdent pas la capacité génétique de synthétiser des antibiotiques.

Même au sein de genres réputés producteurs (comme *Aspergillus* ou *Penicillium*), l'expression des clusters de gènes responsables de la biosynthèse des métabolites secondaires varie considérablement d'une souche à l'autre. Dans ce travail, une majorité des souches d'*Aspergillus* a pourtant montré une activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline, *Escherichia coli*, etc. (une étude menée par Benchikh Elhoucine Anfel *et al.*, 2023. Cependant, ce résultat favorable pour *Aspergillus* ne préjuge pas du potentiel des souches ici testées, qui pourraient génétiquement ne pas produire de tels composés.

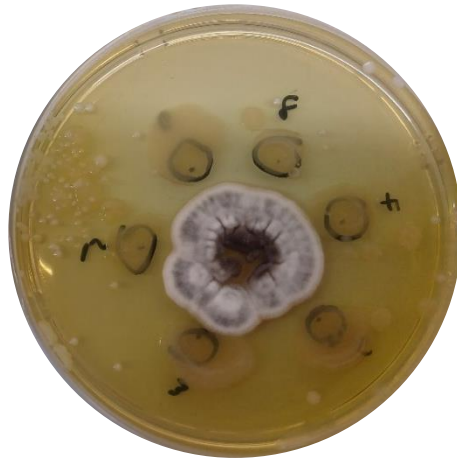


Figure 15 : Activité antibactérienne de l'isolat de *Fusarium* spp. **P6A** vis-à-vis six souches de groupe *B. cereus*.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

La présente étude réalisée sur les moisissures isolées des sols salins de la sebkha de la région d'Oran a permis de mettre en évidence la diversité et l'importance biologique des champignons filamenteux capables de survivre dans des conditions environnementales extrêmes. Les sols hypersalins constituent des milieux particulièrement contraignants en raison de leur forte concentration en sels, de leur faible disponibilité en eau et des variations importantes de température. Malgré ces conditions sévères, plusieurs souches fongiques ont pu être isolées et caractérisées, témoignant ainsi de la remarquable capacité d'adaptation des moisissures halotolérantes aux environnements salins.

Les résultats obtenus montrent que les souches étudiées possèdent un potentiel enzymatique important à travers la production de plusieurs enzymes extracellulaires telles que les amylases, cellulases, protéases, gélatinases, lipases et estérases. Les indices enzymatiques observés traduisent une activité biologique notable et confirment le rôle écologique essentiel de ces microorganismes dans la dégradation de la matière organique et le recyclage des nutriments au sein des sols salins. Cette aptitude à produire des enzymes actives dans des conditions de stress osmotique représente également un intérêt considérable pour les applications biotechnologiques et industrielles, notamment dans les secteurs agroalimentaire, pharmaceutique, environnemental et de la bioremédiation.

Avec le milieu PDA, la croissance est bien meilleure qu'avec le CDA. Avec 10 % NaCl, la diversité et l'abondance sont maximales ; avec 15 % NaCl, seules les souches d'*Aspergillus* et *Penicillium* survivent. Des études ont montré que certains sols de sebkha constituent un réservoir important de champignons halotolérants à potentiel biotechnologique.

En revanche, les tests d'activité antibactérienne réalisés vis-à-vis des souches bactériennes étudiées n'ont révélé aucune activité inhibitrice significative. L'absence d'effet antibactérien observée peut être liée à plusieurs facteurs, tels que la nature des souches isolées, les conditions de culture utilisées, la composition du milieu ou encore l'expression limitée des métabolites secondaires dans les conditions expérimentales adoptées. Ces résultats n'excluent toutefois pas le potentiel bioactif des moisissures étudiées, car la production de substances antimicrobiennes chez les champignons dépend fortement des paramètres environnementaux et physiologiques. Ainsi, certaines souches pourraient exprimer ce potentiel dans d'autres conditions de culture ou après optimisation des techniques d'extraction et de production des métabolites secondaires.

Ce travail contribue ainsi à une meilleure connaissance de la biodiversité fongique des sebkhas algériennes, encore peu explorées sur le plan microbiologique. Il met particulièrement

en évidence l'importance des moisissures halotolérantes comme source potentielle d'enzymes d'intérêt biotechnologique adaptées aux environnements extrêmes. Les résultats obtenus constituent également une base scientifique pouvant servir à de futures recherches sur la valorisation des microorganismes extrémophiles.

Dans cette perspective, il serait intéressant d'approfondir cette étude par une identification moléculaire précise des souches les plus performantes, ainsi que par la purification et la caractérisation biochimique des enzymes produites. D'autres travaux pourraient également porter sur l'optimisation des conditions de culture afin d'améliorer la production enzymatique et de stimuler éventuellement la synthèse de métabolites secondaires à activité antimicrobienne. Enfin, l'exploration des applications potentielles de ces moisissures dans les domaines du biocontrôle, de la dépollution des sols salins et des procédés industriels représente une voie de recherche prometteuse pour la valorisation de cette biodiversité microbienne spécifique des sebkhas algériennes.

REFERENBCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

1. Abdel-Azeem, A. M., Salem, F. M., & Abdel-Aziz, M. S. (2024). Biodiversity and biotechnological potential of extremophilic fungi from saline habitats. *Journal of Fungi*, 10(3), 215.
2. Abrusci, C., Martín-González, A., Del Amo, A., Corrales, T., & Catalina, F. (2004). Biodegradation of type-B gelatin by bacteria isolated from cinematographic films: A viscometric study. *Polymer Degradation and Stability*, 86(2), 283–291.
3. Agrawal, M., Pradeep, S., Chandraraj, K., & Gummadi, S. N. (2005). Hydrolysis of starch by amylase from *Bacillus* sp. KCA102: A statistical approach. *Process Biochemistry*, 40(7), 2499–2507.
4. Ait Hamadouche, Y., Dib, S., & Fortas, Z. (2021). Antifungal basidiomycete extracts with phytosanitary potential. *South Asian Journal of Experimental Biology*, 11, 86–95.
5. Akkaya, B., Yenidunya, A. F., & Akkaya, R. (2012). Production and immobilization of a novel thermoalkalophilic extracellular amylase from bacilli isolate. *International Journal of Biological Macromolecules*, 50(4), 991–995.
6. Al Tamie, M. S. S. (2016). [Titre manquant]. *Egyptian Journal of Hospital Medicine*, 62(1), 109–126.
7. Allison, S. D. (2005). Cheaters, diffusion and nutrients constrain decomposition by microbial enzymes in spatially structured environments. *Ecology Letters*, 8, 626–635.
8. Alves-Santos, F. M., Benito, E. P., Elsave, A. P., & Díaz-Mínguez, J. M. (1999). Genetic diversity of *Fusarium oxysporum* strains from common bean fields in Spain. *Applied and Environmental Microbiology*, 3335–3340.
9. Amoozegar, M. A., Fatemi, Z. A., Karbalaee-Heidari, H. R., & Razavi, M. R. (2007). Production of an extracellular alkaline metalloprotease from a newly isolated, moderately halophile, *Salinivibrio* sp. strain AF-2004. *Microbiological Research*, 162, 369–377.
10. Anitha, T. S., & Palanivelu, P. (2013). Purification and characterization of an extracellular keratinolytic protease from a new isolate of *Aspergillus parasiticus*. *Protein Expression and Purification*, 88, 214–220.
11. Anke, T., Oberwinkler, F., Steglich, W., & Schramm, G. (1977). The strobilurins—new antifungal antibiotics from the basidiomycete *Strobilurus tenacellus*. *Journal of Antibiotics*, 30, 806–810.

12. Anke, T. (2020). Secondary metabolites from mushrooms. *Journal of Antibiotics*, 73, 655–656.
13. Ayangbenro, A. S., & Babalola, O. O. (2020). A new strategy for heavy metal polluted environments: A review of microbial biosorbents. *International Journal of Environmental Research and Public Health*. [à compléter avec volume, numéro, pages si connus]
14. Babel, M. (2002). The largest natural crystal in Poland. *Acta Geologica Polonica*, 52, 251–267.
15. Bard, E. (2013). Out of the African Humid Period. *Science*, 342(6160), 808–809.
16. Beisson, F., Tiss, A., Rivière, C., & Verger, R. (2000). Methods for lipase detection and assay: A critical review. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 2, 133–153.
17. Ben Hmad, I., Gkargkoulia, E., Hmidet, N., *et al.* (2024). Halophilic filamentous fungi and their enzymes: Potential biotechnological applications. *Journal of Biotechnology*.
18. Bessedik, M., Belkebir, L., & Mansour, B. (2002). Révision de l'âge miocène inférieur des dépôts du bassin du Bas Chélif (Oran, Algérie). *Mémoires du Service Géologique de l'Algérie*, n° 11, 167–186.
19. Bezerra, V. H. S., Cardoso, S. L., Bazzo, Y. F., Silveira, D., Magalhães, P. O., & Souza, P. M. (2021). Protease produced by endophytic fungi: A systematic review. *Molecules*, 26(22), 7062.
20. Bhat, M. K. (2000). Cellulases and related enzymes in biotechnology. *Biotechnology Advances*, 18, 355–383.
21. Bornscheuer, U. T. (2002). Microbial carboxyl esterases: Classification, properties and application in biocatalysis. *FEMS Microbiology Reviews*, 26, 73–81.
22. Botton, B., Breton, A., Fèvre, M., *et al.* (1990). *Moisissures utiles et nuisibles : importance industrielle* (2e éd.). Masson.
23. Boujelben, A. (2015). *L'hydrosystème des sebkhas al Kalbiyya et Halq al Minjil (Tunisie centre orientale) : dynamiques hydro-morphosédimentaires* [Thèse de doctorat, Université de Tunis / Université de Caen Normandie].
24. Boukaa, M. (2015). *Isolement des microorganismes producteurs de lipases à intérêt biotechnologique* [Mémoire de master, Université Sidi Mohammed Ben Abdellah, Fès].
25. Bouzaiane, O., & Bougherira, N. (2014). Microbial diversity in hypersaline soils of Algerian sebkhas. *Journal of Arid Land Studies*, 24(3), 145–152.

26. Brady, N. C., & Weil, R. R. (2016). *The Nature and Properties of Soils* (15th ed.). Pearson.
27. Brahmi, N. (2017). *Pressions anthropiques, dynamiques environnementales et risques : cas des lagunes littorales du Cap Bon* [Thèse de doctorat, Université de Sfax].
28. Brahmi, N., & Dhieb, M. (2019). L'impact du changement climatique sur la morphodynamique de la lagune littorale de Kélibia. In A. Madani & C. Bryant (Eds.), *L'adaptation aux changements climatiques* (pp. 94–115). Econotrends Ltd.
29. Briere, P. R. (2000). Playa, playa lake, sabkha: Proposed definitions for old terms. *Journal of Arid Environments*, 45(1), 1–7.
30. Calvo, A. M., Wilson, R. A., Bok, J. W., & Keller, N. P. (2002). Relationship between secondary metabolism and fungal development. *Microbiological and Molecular Biology Reviews*, 66, 447–459.
31. Chahinian, H., & Sarda, L. (2009). Distinction between esterases and lipases. *Protein and Peptide Letters*, 16, 1149–1161.
32. Chamekh, R., Deniel, F., Donot, C., Jany, J. L., Nodet, P., & Belabid, L. (2019). Isolation, identification and enzymatic activity of halotolerant and halophilic fungi from the Great Sebkhah of Oran. *Mycobiology*, 47(3), 261–272.
33. Chouari, W. (2015). Apport de la cartographie au suivi de l'anthropisation des milieux humides littoraux : le cas de la lagune de Tunis. *Méditerranée*, 125, 75–84.
34. Christensen, M. (1989). A view of fungal ecology. *Mycologia*, 81(1), 1-19.
35. Cieśliński, K., Białkowska, A. M., Długolecka, A., Daroch, M., Tkaczuk, K. L., et al. (2007). A cold-adapted esterase from psychrotrophic *Pseudoalteromonas* sp. strain 643A. *Archives of Microbiology*, 188, 27–36.
36. Cihangir, N., & Sarikaya, E. (2004). Investigation of lipase production by a new isolated *Aspergillus* sp. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 20, 193–197.
37. Coleine, C., Stajich, J. E., & Selbmann, L. (2024). Rock-inhabiting fungi and their role in conservation. *Fungal Biology Reviews*, 48, 100359.
38. Corral, P., Amoozegar, M. A., & Ventosa, A. (2025). Halophilic and halotolerant fungi: A new frontier for enzyme discovery. *Microorganisms*, 13(1), 45.
39. Crous, P. W., et al. (2021). *Fusarium*: More than a node or a foot-shaped basal cell. *Studies in Mycology*, 98, 100116.
40. Daly, M. J. (2009). A new perspective on radiation resistance based on *Deinococcus radiodurans*. *Nature Reviews Microbiology*, 7, 237–245.

41. Daly, M. J. (2012). Death by protein damage in irradiated cells. *DNA Repair*, 11, 12–21.
42. Damare, S., Singh, P. S., & Raghukumar, S. (2012). Biotechnology of marine fungi. In *Biology of Marine Fungi* (Progress in Molecular and Subcellular Biology, Vol. 53, pp. 278–291).
43. Delfaud, J., Michaux, J., Neurdin-Trescarte, J., & Revert, J. (1973). Un modèle paléogéographique de la bordure méditerranéenne : évolution de la région oranaise (Algérie) au Miocène supérieur. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle d'Afrique du Nord*, 64(1–2), 219–242.
44. Dendouga, W., & Belhamra, M. (2021). Screening of halotolerant microfungi isolated from hypersaline soils of Algerian Sahara for production of hydrolytic enzymes. *Journal of Biological Research*. **95**, 1-6.
45. Dendouga, W., Belhamra, M. (2022) Screening of halotolerant microfungi isolated from hypersaline soils of Algerian Sahara for production of hydrolytic enzymes . *Journal of Biological Research* ; volume 95:10167
46. Denning, D. W. (1998). Invasive aspergillosis. *Clinical Infectious Diseases*, 26(4), 781–803.
47. Derolez, V. (2020). *Approche dynamique et intégrée de l'évaluation d'un socio-écosystème côtier : application à la lagune de Thau* [Thèse de doctorat, Université de Montpellier].
48. Derradji, F., Benabadji, N., Medjati, N., & autres auteurs. (2016). *Physicochemical and microbial characterization of Sebkhia of Oran (Algeria)*. *Desert and Environment Journal*, **10**(2), 55–63.
49. Ding, J., Yu, T., Liang, L., Xie, Z., Yang, Y., Zhou, J., *et al.* (2014). Biochemical characterization of a GDSE-motif esterase from *Bacillus* sp. K91. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 24, 1551–1558.
50. Ding, X., Liu, K., Lu, Y., & Gong, G. (2019). Morphological, transcriptional, and metabolic analyses of osmotic-adapted mechanisms of the halophilic *Aspergillus montevideensis* ZYD4 under hypersaline conditions. *Applied Microbiology and Biotechnology*, **103**(9), 3829–3846.
- Dissanayake, A. J., *et al.* (2025). Ascomycota: Diversity, taxonomy and phylogeny (2nd ed.). *Journal of Fungi*, 11(6), 419.
51. Drake, N. A., & Bryant, R. G. (1994). Remote sensing of playas. In *Geomorphology of Desert Environments* (pp. 562–585). Springer.

52. Dutra, J. C. V., Terzi, S. C., Bevilaqua, J. V., Damaso, M. C. T., Couri, S., Langone, M. A. P., *et al.* (2008). Lipase production in solid-state fermentation monitoring biomass growth of *Aspergillus niger*. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 147, 63–75.
53. Etesami, H., & Maheshwari, D. K. (2018). Use of PGPR with multiple plant growth promoting traits in stress agriculture. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 156, 225–246.
54. **Evans, G. (1995).** *The Arabian Gulf: A modern carbonate–evaporite factory: A review. Cuadernos de Geología Ibérica*, 19, 61–96.
55. Evans, S., Hansen, R. W., & Schneegurt, M. A. (2013). *Cryptogamie, Mycologie*, 34(4), 329–341.
56. Fang, X. (2008). Hydrolysis of amorphous and crystalline cellulose by heterologously produced cellulases of *Melanocarpus albomyces*. *Journal of Biotechnology*, 136, 140–147.
57. FAO. (2006). *Guidelines for saline soils and water management*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
58. FAO. (2011). *Status of the World's Soil Resources* (pp. 117–135). Food and Agriculture Organization of the United Nations.
59. Fontes, J. C., & Perthuisot, J. P. (1971). Faciès minéralogiques et isotopiques des carbonates de la Sebkha el Melah (Zarzis, Tunisie). *Revue de Géographie Physique et de Géologie Dynamique*, 13, 299–314.
60. Fontes, J. C., & Perthuisot, J. P. (1973). Climatic record for the past 50 000 years in Tunisia. *Nature Physical Science*, 244, 74–75.
61. Franken, L. P. G., Marcon, N. S., Treichel, H., Oliveira, D., Freire, D. M. G., Dariva, C., Destain, J., & Oliveira, J. V. (2010). Effect of treatment with compressed propane on lipases hydrolytic activity. *Food and Bioprocess Technology*, 3(4), 511–520.
62. Freeman, G. G., & Morrison, R. I. (1948). Trichothecin—an antifungal metabolic product of *Trichothecium roseum*. *Nature*, 162, 30.
63. Frisvad, J. C., Rank, C., Nielsen, K. F., & Larsen, T. O. (2009). Metabolomics of *Aspergillus fumigatus*. *Medical Mycology*, 47(Suppl. 1), S53–S71.
64. Gao, J., Weng, H., Zhou, D., Yuan, M., Guan, F., & Xi, Y. (2008). Production and characterization of cellulolytic enzymes from *Aspergillus terreus* M11 under solid state cultivation. *Bioresource Technology*, 99, 7623–7629.
65. Gao, X., & Giorgi, F. (2008). Increased aridity in the Mediterranean region under greenhouse gas forcing. *Global and Planetary Change*, 62, 195–209.

66. Gardiner, D. M., Waring, P., & Howlett, B. J. (2005). The epipolythiodioxopiperazine (ETP) class of fungal toxins. *Microbiology*, 151, 1021–1032.
67. Garre, E., Raginel, F., Palacios, A., Julien, A., & Matallana, E. (2010). Oxidative stress responses and lipid peroxidation damage during dehydration in wine yeasts. *International Journal of Food Microbiology*, 136, 295–303.
68. Germano, S., Pandey, A., Osaku, C. A., *et al.* (2003). Characterization and stability of proteases from *Penicillium* sp. by solid-state fermentation. *Enzyme and Microbial Technology*, 32, 246–251.
69. Ghannoum, M. A. (2000). Potential role of phospholipases in virulence and fungal pathogenesis. *Clinical Microbiology Reviews*, 13, 122–143.
70. Ghoul, M., & Mitri, S. (2016). The ecology and evolution of microbial competition. *Trends in Microbiology*, 24, 833–845.
71. Giannakopoulos, C., Le Sager, P., Bindi, M., *et al.* (2009). Climatic changes and associated impacts in the Mediterranean resulting from a 2 °C global warming. *Global and Planetary Change*, 68, 209–224.
72. GIEC. (2018). *Réchauffement planétaire de 1,5°C* (Rapport spécial). Organisation Météorologique Mondiale.
73. Gilham, D., & Lehner, R. (2005). Techniques to measure lipase and esterase activity in vitro. *Methods*, 36, 139–147.
74. Giorgi, F., & Lionello, P. (2008). Climate change projections for the Mediterranean region. *Global and Planetary Change*, 63, 90–104.
75. Gocheva, Y., Angelova, M., & Krumova, E. (2021). Potential of halotolerant and halophilic fungi as a source of new extracellular enzymes. *Acta Microbiologica Bulgarica*, 37(2), 57–68.
76. Gostinčar, C., Grube, M., & Gunde-Cimerman, N. (2011). Evolution of fungal pathogens in domestic environments. *Fungal Biology*, 115, 1008–1018.
77. Gostinčar, C., Lenassi, M., Gunde-Cimerman, N., & Plemenitaš, A. (2011). Fungal adaptation to extremely high salt concentrations. *Advances in Applied Microbiology*, 77, 71–96.
78. Gostinčar, C., Zalar, P., & Gunde-Cimerman, N. (2024). The genomic basis of extremotolerance in black yeasts and relatives. *IUBMB Life*, 76(5), 245–262.
79. Gourinard, Y. (1958). Recherches sur la géologie du littoral oranais. *Publications du Service de la Carte Géologique de l'Algérie* (Nouvelle Série, 6), 111.

80. Grbavcic, S. Z., Dimitrijevic-Brankovic, S. I., Bezbradica, D. I., *et al.* (2007). Effect of fermentation conditions on lipase production by *Candida utilis*. *Journal of the Serbian Chemical Society*, 72(8–9), 757–765.
81. Griebeler, N., Polloni, A. E., Remonato, D., *et al.* (2009). Isolation and screening of lipase-producing fungi with hydrolytic activity. *Food and Bioprocess Technology*. [à compléter]
82. Guiraud, J.-P. (2003). *Microbiologie alimentaire : techniques de laboratoire*. Dunod.
83. Gunde-Cimerman, N., Plemenitaš, A., & Oren, A. (2024). Ecology of halophilic and halotolerant fungi. In *Handbook of Halophilic Microbiology* (2nd ed., pp. 345–378).
84. Gupta, R., Beg, Q. K., & Lorenz, P. (2002). Bacterial alkaline proteases: Molecular approaches and industrial applications. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 59, 15–32.
85. Gupta, R., Gigras, P., Mohapatra, H., *et al.* (2003). Microbial α -amylases: A biotechnological perspective. *Process Biochemistry*, 38(11), 1599–1616.
86. Gupta, R., Gupta, N., & Rathi, P. (2004). Bacterial lipases: An overview. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 64, 763–781.
87. Gupta, N., Shai, V., & Gupta, R. (2007). Alkaline lipase from a novel strain *Burkholderia multivorans*. *Process Biochemistry*, 42(2), 518–526.
88. Gusakov, A. V., Salanovich, T. N., Antonov, A. I., *et al.* (2007). Design of highly efficient cellulase mixtures for enzymatic hydrolysis. *Biotechnology and Bioengineering*, 97(5), 1028–1038.
89. Guzmán-Guzmán, P., Santoyo, G., & Kumar, A. (2024). Fungal endophytes from salt-stressed plants: A treasure trove. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1367890.
90. Hage, H., & Rosso, M. N. (2021). Evolution of fungal carbohydrate active enzyme portfolios. *Journal of Fungi*, 7(3), 185.
91. Haki, G. D., & Rakshit, S. K. (2003). Developments in industrially important thermostable enzymes: A review. *Bioresource Technology*, 89, 17–34.
92. Halitim, A. (2006). *Les sols salés en Algérie : origine, distribution et problématique*. OPU.
93. Hankin, L., & Anagnostakis, S. L. (1975). The use of solid media for detection of enzyme production by fungi. *Mycologia*, 67(3), 597–607.
<https://doi.org/10.1080/00275514.1975.12019782>
94. Hasper, A. A., Dekkers, E., van Mil, M., *et al.* (2002). EglC, a new endoglucanase from *Aspergillus niger*. *Applied and Environmental Microbiology*, 68(4), 1556–1560.

95. Hattori, T., Mitsui, H., Haga, H., Wakao, N., Shikano, S., Gorlach, K., Kasahara, Y., El-Beltagy, A., & Hattori, R. (1997). *Advances in soil microbial ecology and the biodiversity. Antonie van Leeuwenhoek*, 72(1), 21–28
96. Hillel, D. (2005). *Encyclopedia of Soils in the Environment*. Elsevier Academic Press.
97. Hmad, I. B., & Gargouri, A. (2024). Halophilic filamentous fungi and their enzymes: Potential biotechnological applications. *Journal of Biotechnology*, 381, 11–18.
98. Hmidet, N., Ali, N. E. H., Haddar, A., *et al.* (2009). Alkaline proteases and thermostable α -amylase co-produced by *Bacillus licheniformis* NH1. *Biochemical Engineering Journal*, 47(1–3), 71–79.
99. Hohmann, S., & Magner, W. (2003). *Yeast Stress Responses* (Vol. 53). Springer.
100. IPCC. (2014). *Climate Change 2014: Synthesis Report*. IPCC.
101. Ivanov, M., Kannan, A., Stojković, D. S., *et al.* (2021). Camphor and eucalyptol—anticandidal spectrum. *International Journal of Molecular Sciences*, 22, 483.
102. Jaouani, A., Neifar, M., Prigione, V. P., *et al.* (2014). Diversity and enzymatic profiling of halotolerant micromycetes from Sebkh El Melah. *BioMed Research International*, 2014, 439197.
103. Jasani, H., Umretiya, N., Dharajiya, D., *et al.* (2016). Isolation, optimization and production of cellulase by *Aspergillus niger*. *Journal of Pure and Applied Microbiology*, 10(2), 1159–1167.
104. Jayasinghe, L., Abbas, H. K., Jacob, M. R., Herath, W., & Nanayakkara, N. P. D. (2006). N-methyl-4-hydroxy-2-pyridinone analogues from *Fusarium oxysporum*. *Journal of Natural Products*, 69, 439–442.
105. Kader, A. J., Omar, O., & Feng, L. S. (1999). Isolation of cellulolytic fungi from the Barrio Highlands, Sarawak. *University Kebangsaan Malaysia Review of Biodiversity and Environmental Conservation*.
106. Karbalaee-Heidari, H. R., Amoozegar, M. A., & Ziaee, A. A. (2009). Production, optimization and purification of a novel extracellular protease from a moderately halophilic bacterium. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 36, 21–27.
107. Karwehl, S., & Stadler, M. (2016). How to overcome the antibiotic crisis. In *Exploitation of Fungal Biodiversity for Discovery of Novel Antibiotics* (pp. 303–338). Springer.
108. Keller, N. P., Turner, G., & Bennett, J. W. (2005). Fungal secondary metabolism—from biochemistry to genomics. *Nature Reviews Microbiology*, 3, 937–947.

109. Kendall, C. G. St. C., & Warren, J. K. (1988). Peritidal evaporites. In *Evaporites and Hydrocarbons*. Wiley.
110. Kent, A. D., & Triplett, E. W. (2002). Microbial communities and their interactions in soil and rhizosphere. *Annual Review of Microbiology*, 56, 211–236.
111. Kim, B., Moon, S. S., & Hwang, B. K. (1999). Isolation, identification, and antifungal activity of a macrolide antibiotic, oligomycin A, produced by *Streptomyces libani*. *Canadian Journal of Botany*, 77, 850–858.
112. Knelman, J. E., Schmidt, S. K., Lynch, R. C., *et al.* (2014). Nutrient addition dramatically accelerates microbial community succession. *PLOS ONE*, 9, e102609.
113. Korish, M. (2003). *Production, purification, properties and application of the cellulose from a wild type strain of a yeast isolate* [Thèse de doctorat, Johannes Gutenberg-University, Mainz].
114. Kouker, G., & Jaeger, K. E. (1987). Specific and sensitive plate assay for bacterial lipases. *Applied and Environmental Microbiology*, 53(1), 211–213.
115. Koursidis, D., Tsiotas, K., & Lithourgidis, A. (2024). Mycoremediation of textile dyes by extremophilic filamentous fungi. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 108(2), 1234–1245.
116. Kratka, J., & Kovacikova, E. (1979). The effect of temperature and age of strains of *Fusarium oxysporum* on its enzymatic activity. *Zentralblatt für Bakteriologie, Naturwissenschaften*, 134, 154–158.
117. Kredics, L., Antal, Z., Szekeres, A., *et al.* (2005). Extracellular proteases of *Trichoderma* species. *Acta Microbiologica et Immunologica Hungarica*, 52, 169–184.
118. Kumar, A., Verma, V., Dubey, V. K., *et al.* (2023). Industrial applications of fungal lipases: A review. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1142536.
119. Kumari, M., Sharma, A., & Jagannadham, M. V. (2012). Religiosin B, a milk-clotting serine protease from *Ficus religiosa*. *Food Chemistry*, 131, 1295–1303.
120. Kwon, H.-W., Yoon, J.-H., Kim, S.-H., *et al.* (2007). Detection of extracellular enzyme activities in various *Fusarium* spp. *Mycobiology*, 35, 162–166.
121. Labbé, F., Babchia, S., Evreux, F., & Chenal, P. (2013). Isolement de *Geosmithia argillacea* chez un enfant atteint de mucoviscidose. *Journal de Mycologie Médicale*, 23(3), 176–178.
122. Lanier, L., Bondoux, P., Joly, P., Bellemere, A., & Bourgin, G. (1978). *Mycologie et pathologie forestières* (Tome I). Masson.

123. Lekchiri, S., Moueqqit, M., & Lekchiri, A. (2006). Mise en évidence d'une activité cellulase chez *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*. Université Mohamed Ier, Oujda.
124. Lepoivre, P., Busogoro, J. P., Etame, J. J., *et al.* (2003). Banana–*Mycosphaerella fijiensis* interactions. In *Mycosphaerella Leaf Spot Diseases of Bananas* (Proceedings of the 2nd International Workshop, San José, Costa Rica, pp. 151–159).
125. Leveau, J., & Bouix, M. (1993). *Microbiologie industrielle : les microorganismes d'intérêt industriel*. Lavoisier.
126. Lionello, P., *et al.* (2006). The Mediterranean climate: An overview. In *Developments in Earth and Environmental Sciences* (pp. 1–26). Elsevier.
127. Lisboa, H. C. F., Biasetto, C. R., Medeiros, J. B., *et al.* (2014). Endophytic fungi producing esterases: Evaluation in vitro. *Brazilian Journal of Microbiology*, 44(3), 923–926.
128. Liu, Y., Xu, H., Yan, Q., *et al.* (2013). Biochemical characterization of a first fungal esterase from *Rhizomucor miehei*. *PLOS ONE*, 8(10), e77856.
129. Lomolino, G., Rizzi, C., Spettoli, P., Curioni, A., & Lante, A. (2003). Cell vitality and esterase activity of *Saccharomyces cerevisiae* affected by increasing calcium concentration. *AgroFood Industry Hi-Tech*, 14(6), 32–35.
130. Lynd, L. R., Weimer, P. J., Van Zyl, W. H., & Pretorius, I. S. (2002). Microbial cellulose utilization. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 66(3), 506–577.
131. Makhdoumi Kakhki, A., Amoozegar, M. A., & Mahmodi Khaledi, E. (2011). Diversity of hydrolytic enzymes in haloarchaeal strains from salt lake. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 8, 705–714.
132. Mateus, M., Almeida, D., Simonson, W., *et al.* (2016). Conflicting uses of coastal areas: A case study in Ria de Alvor (Portugal). *Ocean and Coastal Management*, 132, 90–100.
133. Maurer, K. H. (1997). Development of new cellulases. *Surfactant Science Series*, 175–202.
134. Méheust, D. (2012). *Exposition aux moisissures en environnement intérieur* [Thèse de doctorat, Université de Rennes 1].
135. Micheli, P. A. (1729). *Nova Plantarum Genera*. Florentiae.
136. Michelin, M., Silva, T. M., Benassi, V. M., *et al.* (2010). Purification and characterization of a thermostable α -amylase from *Paecilomyces variotii*. *Carbohydrate Research*, 345(16), 2348–2353.

137. Morano, K. A., Grant, C. M., & Moye-Rowley, W. S. (2012). The response to heat shock and oxidative stress in *Saccharomyces cerevisiae*. *Genetics*, 190, 1157–1195.
138. Moreno, M. L., Pérez, D., García, M. T., *et al.* (2013). Halophilic bacteria as a source of novel hydrolytic enzymes. *Life*, 3, 38–51.
139. Moubasher, A. H., *et al.* (1990). *Acta Mycologica*, 26(2), 65–81.
140. Moubasher, A. H., *et al.* (2020). Antifungal metabolites produced by halophilic fungi from Egyptian salterns. *Egyptian Journal of Botany*, 60(3), 671–682.
141. Mukherjee, A. K., Adhikari, H., & Rai, S. K. (2008). Production of alkaline protease by thermophilic *Bacillus subtilis* under SSF. *Biochemical Engineering Journal*, 39, 353–361.
142. Najjar, A. (2010). *Étude quantitative de la sécrétion de lipase chez Yarrowia lipolytica* [Thèse de doctorat, Université de la Méditerranée, Aix-Marseille II].
143. Nasr, Z., Almohammed, H., Gafrej Lahache, R., *et al.* (2008). Drought modelling under climate change in Tunisia. In *Drought Management* (Options Méditerranéennes, pp. 365–370). CIHEAM.
144. Nazareth, S., & Gonsalves, V. (2013). *Annals of Microbiology*, 64, 397–402.
145. Neurdin-Trescarte, J. (1992). *Le remplissage sédimentaire du bassin néogène du Chélif* [Thèse de doctorat, Université de Pau].
146. Nielsen, K. F., Mogensen, J. M., Johansen, M., *et al.* (2009). Review of secondary metabolites and mycotoxins from *Aspergillus niger* group. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, 395, 1225–1242.
147. Nieto-Moreno, V., *et al.* (2011). Tracking climate variability in the western Mediterranean during the Late Holocene. *Climate of the Past*, 7, 1395–1414.
148. Nout, M. J. R. (2000). Useful role of fungi in food processing. In *Introduction to Food-Borne Fungi* (pp. 364–374). CBS.
149. Odier, E., & Rouau, X. (1985). *Les cellulases et les enzymes de polymérisation de la lignine*. Gauthier-Villard.
150. Ogram, A. (2000). *Molecular approaches for studying microbial communities in soil*. *Microbial Ecology*, 39, 34–45.
151. Onsoni, H., Zamani, M. R., Motallebi, M., & Zarghami, N. (2005). Identification of over producer strain of endo- β -1,4-glucanase in *Aspergillus* species. *African Journal of Biotechnology*, 4(1), 26–30.
152. Oren, A. (1999). Bioenergetic aspects of halophilism. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 63, 334–340.

153. Oren, A. (2002). *Halophilic Microorganisms and Their Environments*. Kluwer Academic Publishers.
154. Oren, A. (2010). Industrial and environmental applications of halophilic microorganisms. *Environmental Technology*, 31, 825–834.
155. Oren, A. (2011). Thermodynamic limits to microbial life at high salt concentrations. *Environmental Microbiology*, 13(8), 1908–1923.
156. Oueslati, A. (1993). *Les côtes de la Tunisie : géomorphologie et environnement*. Publications de la Faculté des Sciences Humaines et Sociales de Tunis.
157. Paloheimo, M., Haarmann, T., Mäkinen, S., & Vehmaanperä, J. (2016). Production of industrial enzymes in *Trichoderma reesei*. In *Gene Expression Systems in Fungi* (pp. 23–57). Springer.
158. Pandey, A., Benjamin, S., Soccol, C. R., *et al.* (1999). The realm of microbial lipases in biotechnology. *Biotechnology and Applied Biochemistry*, 29, 119–131.
159. Pang, C. H., Wang, B. S., Lüttge, U., *et al.* (2008). Oxidative stress and salt tolerance in plants. In *Progress in Botany* (Vol. 69, pp. 231–245). Springer.
160. Park, H., Lee, K., Chi, Y., & Jeong, S. (2005). Effects of methanol on the catalytic properties of porcine pancreatic lipase. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 15(2), 296–301.
161. Passega, R. (1957). Textures as characteristic of clastic deposition. *AAPG Bulletin*, 9, 1952–1984.
162. Pathade, A. A., Kadole, S. R., & Jadhav, A. (2024). Isolation and characterization of gelatinase enzyme-producing microorganisms from soil. *Bulletin of Pure and Applied Sciences – Zoology*, 43B, 461–474.
163. Pazur, J. H., & Marchetti, N. T. (1965). Action patterns of amylolytic enzymes by the [1-14C] malto-oligosaccharides mapping method. *Carbohydrate Research*, 227, 215–225.
164. Perthuisot, J. P. (1974). Les dépôts salins de la Sebkha el Melah de Zarzis. *Revue de Géographie Physique et de Géologie Dynamique*, 16, 177–188.
165. Petrovic, U. (2006). Role of oxidative stress in the extremely salt-tolerant yeast *Hortaea werneckii*. *FEMS Yeast Research*, 6, 816–822.
166. Pimentel, D., & Patzek, T. W. (2005). Ethanol production using corn, switchgrass, and wood; biodiesel production using soybean and sunflower. *Natural Resources Research*, 14(1), 65–76.

167. Pirzadah, T., Garg, S., Singh, J., *et al.* (2014). Characterization of *Actinomycetes* and *Trichoderma* spp. for cellulase production. *SpringerPlus*, 3(1), 1–12.
168. Pitt, J. I. (1994). The current role of *Aspergillus* and *Penicillium* in human and animal health. *Journal of Medical and Veterinary Mycology*, 32(Suppl. 1), 17–32.
169. Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (2022). *Fungi and Food Spoilage* (4th ed.). Springer.
170. Pitt, J. I., Basilico, J. C., Abarca, M. L., & Lopez, C. (2000). Mycotoxins and toxigenic fungi. *Medical Mycology*, 38, 41–46.
171. Pócsi, I., *et al.* (2024). Salt tolerant and osmophilic *Aspergilli*: A review. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 108(1), 1234–1256.
172. Prescott, L. M., Harley, J. P., & Klein, D. A. (1999). *Microbiology* (4th ed.). McGraw-Hill.
173. Pye, K., & Tsoar, H. (2009). *Aeolian Sand and Sand Dunes*. Springer.
174. Ramatsitsi, K. E., Ncube, E., & Makhado, T. (2025). Phosphate solubilization by halotolerant fungi for sustainable agriculture. *Plant Signaling & Behavior*, 20(1), 2456789.
175. Ranadive, K. R., Belsare, M. H., Deokule, S. S., *et al.* (2013). Glimpses of antimicrobial activity of fungi from world. *Journal of New Biological Reports*, 2, 142–162.
176. Ranjan, A., & Rajput, V. D. (Eds.). (2025). *Extremophiles for Sustainable Agriculture and Soil Health Improvement*. Springer.
177. Rao, M. B., Tanksale, A. M., Ghatge, M. S., *et al.* (1998). Molecular and biotechnological aspects of microbial proteases. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 62, 597–635.
178. Rapp, P., & Beerman, A. (1991). Bacterial cellulases. In *Biosynthesis and Biodegradation of Cellulose* (pp. 535–595). Marcel Dekker.
179. Regragui, A. (2005). Contribution à l'étude de l'influence de la salinité sur le couple tomate–*Verticillium* : conséquences physiologiques et impact sur la bioprotection des tomates contre la verticilliose. Thèse de Doctorat d'État en Biologie (Phytopathologie), Université Mohammed V–Agdal, Faculté des Sciences, Rabat, Maroc, 231 p
180. Reilly, H. C., Schatz, A., & Waksman, S. A. (1945). Antifungal properties of antibiotic substances. *Journal of Bacteriology*, 49, 585–594.
181. Rengasamy, P. (2006). World salinization with emphasis on Australia. *Journal of Experimental Botany*, 57(5), 1017–1023.

182. Rengasamy, P. (2010). Soil processes affecting crop production in salt-affected soils. *Crop and Pasture Science*, 61(2), 112–119.
183. Richards, L. A. (1954). *Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils* (USDA Handbook No. 60).
184. Risacher, F., & Fritz, B. (2000). Origin of salts and brine evolution of Bolivian and Chilean salars. *Aquatic Geochemistry*, 6(3), 269–310.
185. Robert, S. (2019). *L'urbanisation du littoral : espaces, paysages et représentations* [Habilitation à diriger des recherches, Université de Bretagne Occidentale].
186. Rodrigues-Costa, F., Slivinski, J., Ióca, L. P., et al. (2020). Merulinic acid C overcomes gentamicin resistance in *Enterococcus faecium*. *Bioorganic Chemistry*, 100, 103921.
187. Ross, D. J. (1976). Activité des enzymes du sol et son importance dans la transformation des nutriments. *Soil Biology and Biochemistry*, 8(2), 99–109.
188. Roy, P. D., Smykatz-Kloss, W., & Morton, O. (2008). Geochemical zones and reconstruction of late Holocene environments from shallow core sediments of the Pachapadra paleo-lake, Thar Desert, India. *Geochemistry*, 68, 313–322.
189. Sabotic, J., & Kos, J. (2012). Microbial and fungal protease inhibitors—current and potential applications. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 93, 1351–1375.
190. Saibi, H., & Gheribi, A. (2015). Halophilic bacteria in Algerian saline ecosystems. *African Journal of Microbiology Research*, 9(15), 1075–1084.
191. Saran, S., Isar, J., & Saxena, R. K. (2007). A modified method for the detection of microbial proteases on agar plates using tannic acid. *Journal of Biochemical and Biophysical Methods*, 70, 697–699.
192. Schmidt, M., & Bornscheuer, U. T. (2005). High-throughput assays for lipases and esterases. *Biomolecular Engineering*, 22, 51–56.
193. Schulz, E., Abichou, A., Hachicha, T., et al. (2002). Sebkhas as ecological archives and vegetation history of SE Tunisia. *Journal of African Earth Sciences*, 34(3–4), 223–229.
194. Scriban, R. (1993). *Biotechnologie* (4e éd.). Lavoisier.
195. Seifert, K. (2001). *Fusarium* and anamorph generic concepts (pp. 15–28).
196. Shahid, S. A., Zaman, M., & Heng, L. (2018). Soil salinity: Historical perspectives. In *Guideline for Salinity Assessment*. Springer.
197. Sharma, R., Chisti, Y., & Banerjee, U. C. (2001). Production, purification, characterization, and applications of lipases. *Biotechnology Advances*, 19, 627–662.

198. Sharma, A., Gaidamakova, E. K., Grichenko, O., *et al.* (2017). Across the tree of life, radiation resistance is governed by antioxidant Mn^{2+} . *Proceedings of the National Academy of Sciences USA*, 114, E9253–E9260.
199. Sindhu, R., Binod, P., & Pandey, A. (2017). α -Amylases. In *Current Developments in Biotechnology and Bioengineering* (pp. 3–24).
200. Singh, A. (1999). Engineering enzyme properties. *Indian Journal of Microbiology*, 39(2), 65–77.
201. Singh, A., Sharma, P., & Kumar, S. (2025). Degradation of dyes by fungi: An overview. *The Microbe*, 6, 100232.
202. Śliżewska, W., Struszczyk-Świątek, K., & Marchut-Mikołajczyk, O. (2022). Metabolic potential of halophilic filamentous fungi—Current perspective. *International Journal of Molecular Sciences*, 23, 4189.
203. Smoot, J. P., & Lowenstein, T. K. (1991). Depositional environments of non-marine evaporites. In J. L. Melvin (Ed.), *Evaporites, Petroleum and Mineral Resources (Developments in Sedimentology, Vol. 50, pp. 189–347)*. Amsterdam: Elsevier.
204. Sopalun, K., & Iamtham, S. (2020). Isolation and screening of extracellular enzymatic activity of endophytic fungi from Thai orchids. *South African Journal of Botany*, 134, 273–279.
205. Souza, P. M., Bittencourt, M. L. A., Caprara, C. C., *et al.* (2015). A biotechnology perspective of fungal proteases. *Brazilian Journal of Microbiology*, 46(2), 337–346.
206. Spatafora, J. W., *et al.* (2016). A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. *Mycologia*, 108(5), 1028–1046.
207. Spikes, S., Xu, R., Nguyen, C. K., *et al.* (2008). Gliotoxin production in *Aspergillus fumigatus* contributes to host-specific differences in virulence. *Journal of Infectious Diseases*, 197, 479–486.
208. Sum, W. C., Indieka, S. A., & Matasyoh, J. C. (2019). Antimicrobial activity of basidiomycetes fungi from a Kenyan tropical forest. *African Journal of Biotechnology*, 18, 112–123.
209. Tanaka, T., Nishio, K., Usuki, Y., & Fujita, K. I. (2006). Involvement of oxidative stress induction in Na^+ toxicity in *Saccharomyces cerevisiae*. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 101, 77–79.
210. Tavano, O. L. (2013). Protein hydrolysis using proteases: An important tool for food biotechnology. *Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic*, 90, 1–11.

211. Tejada, M., Benítez, C., Gómez, I., & Parrado, J. (2011). Use of biostimulants on soil restoration: Effects on soil biochemical properties. *Applied Soil Ecology*, 49, 11–17.
212. Termier, H., & Termier, G. (1963). *Erosion and Sedimentation*. D. Van Nostrand.
213. Thomas, G. (1985). *Géodynamique d'un bassin intramontagneux : le Bassin du Bas Chélif Occidental (Algérie)* [Thèse de doctorat, Université de Pau].
214. Thrane, U. (2001). Developments in the taxonomy of *Fusarium* species based on secondary metabolites (pp. 29–49).
215. Tortora, G. J., Funke, B. R., & Case, C. L. (2003). *Introduction à la microbiologie*. ERPI.
216. Treichel, H., de Oliveira, D., Mazutti, M. A., *et al.* (2009). A review on microbial lipases production. *Food and Bioprocess Technology*, 3(2), 182–196.
217. Trevisan, H. C., Medeiros, J. M., & Lisboa, H. C. F. (2006). Extração de esterase de fígado de porco. *Química Nova*, 29, 865–867.
218. Turk, M., Montiel, V., Žigon, D., Plemenitaš, A., & Ramos, J. (2007). *Plasma membrane composition of Debaryomyces hansenii adapts to changes in pH and external salinity*. *Microbiology*, 153(10), 3586–3592.
219. Tyler, S. W., Munoz, J. F., & Wood, W. W. (2006). The response of playa and sabkha hydraulics and mineralogy to climate forcing. *Ground Water*, 44, 329–338.
220. Udu-Ibiam, O. E., Ogbu, O., Nworie, O., *et al.* (2014). Antimicrobial activities of some selected edible mushrooms and spices. *International Journal of Science and Technology Research*, 3, 251–255.
221. Vallavan, V., Krishnasamy, G., Zin, N. M., & Abdul Latif, M. (2020). A review on antistaphylococcal secondary metabolites from basidiomycetes. *Molecules*, 25, 5848.
222. Verger, R. (1997). 'Interfacial activation' of lipases: Facts and artifacts. *Trends in Biotechnology*, 15, 285–290.
223. Vishwanatha, K. S., Appu Rao, A. G., & Singh, S. A. (2010). Production and characterization of a milk-clotting enzyme from *Aspergillus oryzae* MTCC 5341. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 85, 1849–1859.
224. Vulfson, E. N. (1994). Industrial application of lipases. In *Lipases: Their Structure, Biochemistry and Application* (pp. 271–286). Cambridge University Press.
225. Wang, P., Su, C., Wu, J., *et al.* (2023). Response of photosynthetic characteristics to salicylic acid concentrations in *Zanthoxylum armatum*. *Horticultural Science and Technology*, 41, 349–360.

226. Wang, S. L., Liang, Y. C., & Liang, T. W. (2011). Purification and characterization of a novel alkalistable α -amylase from *Chryseobacterium taeanense* TKU001. *Process Biochemistry*, 46(3), 745–750.
227. Wang, Y., *et al.* (2025). Bioassay-guided isolation of bioactive compounds from *Talaromyces funiculosus* TF37. *Phytochemistry*, 234, 114449.
228. Warren, J. K. (2016). *Evaporites: A Geological Compendium*. Springer.
229. Watanabe, H., & Tokuda, G. (2001). Animal cellulases. *Cellular and Molecular Life Sciences*, 58(9), 1167–1178.
230. Wilson, D. B. (2011). Microbial diversity of cellulose hydrolysis. *Current Opinion in Microbiology*, 14(3), 259–263.
231. Xu, B., Hellman, U., Ersson, B., & Janson, J. C. (2000). Purification, characterisation and amino acid sequence analysis of a thermostable, low molecular mass endo- β -1,4-glucanase from blue mussel, *Mytilus edulis*. *European Journal of Biochemistry*, 267, 4970–4977.
232. Yadav, A. N., Verma, P., Kumar, V., *et al.* (2018). Biodiversity of the genus *Penicillium* in different habitats. In *New and Future Developments in Microbial Biotechnology and Bioengineering* (pp. 3–18). Elsevier.
233. Yechieli, Y., & Wood, W. W. (2002). Hydrogeologic processes in saline environments. *Hydrogeology Journal*, 10(5), 408–420.

ANNEXES

