

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 la croissance des moisissures isolées à partir du
sol salin de Sebkhah d'Oran : Region de Misserghin**

Soutenu le : 23/06/2026

Présenté Par :

1. Mlle. FATMI Amel Yasmine
2. Melle. BENCHIHA Meriem Amira

Devant le jury composé de :

Dr. BENBLAID Fethi	MCA	UAT.B. B (Ain Temouchent)	Président
Dr. DJOUAD Mokhtar Edine	MCB	UAT.B. B (Ain Temouchent)	Examineur
Pr. ZIANE Mohammed	Professeur	UAT.B. B (Ain Temouchent)	Encadrant

Année Universitaire 2025/2026



Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu Tout-Puissant de nous avoir accordé la santé, le courage, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à Monsieur le Professeur **ZIANE Mohammed** pour avoir accepté de diriger ce travail. Nous le remercions sincèrement pour sa disponibilité, son encadrement rigoureux, ses précieux conseils, ses orientations pertinentes ainsi que pour la confiance qu'il nous a accordée tout au long de cette étude.*

Grâce à son expérience, à son savoir scientifique et à son sens de la pédagogie, nous avons pu approfondir nos connaissances et mener ce travail dans les meilleures conditions. Son soutien constant, son écoute attentive et ses encouragements ont constitué une source de motivation précieuse durant toute la période de réalisation de ce projet.

Nous avons eu le privilège de bénéficier de votre expertise, de votre profond savoir-faire et de vos remarquables qualités humaines et professionnelles qui ont suscité notre respect et notre admiration. Recevez, Monsieur, l'expression de notre profond respect, de notre sincère gratitude et de notre haute estime.

Nous adressons également nos remerciements :

- Au membre de jury, Dr. BENBLAID F et Dr. DJOUAD M-E, maîtres de conférences à l'université de Ain Témouchent, d'accepter d'examiner ce travail ;*
- À l'ensemble des enseignants du département de microbiologie pour la qualité de leur enseignement et les connaissances qu'ils nous ont transmises tout au long de notre parcours universitaire.*

Amel & Meriem



Dédicace

Je dédie ce modeste travail,

À mon très cher père Lahcène, qui a toujours été une source de soutien, de sagesse et d'encouragement. Merci pour tous les sacrifices consentis afin de me permettre de poursuivre mes études dans les meilleures conditions.

À ma très chère mère Khalida, pour son amour inconditionnel, sa tendresse, ses prières et son soutien constant tout au long de mon parcours. Aucun mot ne saurait exprimer ma profonde reconnaissance et mon immense affection.

À mes chères sœurs Wissame, Soumia, Sabrina et Sarra, pour leur présence, leur soutien moral et les moments de joie partagés.

À mes neveux Mohamed, Mustapha, Lahcène, Ibrahime, Tasnime et Youcef, à qui je souhaite un avenir rempli de réussite, de bonheur et d'épanouissement.

Amel



Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

À mes parents

Mon père, Benchiha Djamel Eddine, dont la sagesse et les conseils éclairent mon chemin chaque jour, et à ma mère, Bouguedra Zohra, pour son amour inconditionnel et son soutien indéfectible. Votre dévouement et votre force sont des sources d'inspiration infinies pour moi.

À mes frères

Benchiha Boucif et Nabil, dont la douce présence et la bienveillance illuminent mes journées, qui m'apporte un soutien précieux et une complicité unique.

À mes amies

Ghada, ton soutien est une source de réconfort ; Suḡayna, tes conseils me guident dans les moments difficiles., Amina, ton enthousiasme m'inspire. Hadjer, ta gentillesse est un moteur dans ma vie. Maroua, ta douceur m'apporte un précieux soulagement. Merci à toutes d'être présentes à mes côtés, votre soutien est essentiel.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à mon binôme, Fatmi Amel Yasmine, dont le soutien, la collaboration et l'engagement constant ont été essentiels à la réalisation de ce travail.

À ma promotion de master Microbiologie appliquée (2022-2026) : Ensemble, nous avons surmonté des défis et célébré des succès. Votre camaraderie et votre soutien ont rendu cette aventure inoubliable.

Meriem

الملخص

تُعدّ الترب المالحة بيئات متطرفة تتميز بارتفاع تركيز الأملاح وخصائص فيزيائية وكيميائية خاصة. وعلى الرغم من هذه الظروف القاسية، فإنها تؤوي تنوعًا ميكروبيًا قادرًا على التكيف مع الإجهاد الأسموزي. يهدف هذا العمل إلى دراسة التنوع الفطري للترب المالحة وتقييم قدرة العزلات الفطرية على النمو تحت تأثير درجات حرارة مختلفة وتراكيز متنوعة من كلوريد الصوديوم (NaCl).

تم عزل العفن الفطري على أوساط الزرع PDA و Czapek Dox Agar المدعمة بـ 10% و 15% من NaCl، والمحضنة عند 25°م، وذلك بالزرع المباشر لأجزاء من أربع عينات تربة. ثم تم التعرف على الأجناس الفطرية المعزولة اعتمادًا على الملاحظات المجهرية. أظهرت نتائج التعريف وجود ثلاثة أجناس فطرية هي *Penicillium spp* و *Fusarium spp* و *Aspergillus spp*.

كشفت دراسة نمو هذه العزلات عند درجات حرارة وتراكيز مختلفة من NaCl أن النمو يختلف باختلاف العزلة الفطرية. ومع ذلك، وبغض النظر عن تركيز الملح، تم تحديد درجة الحرارة 25°م باعتبارها الدرجة المثلى للنمو.

في الختام، تُبرز هذه الدراسة التنوع الفطري الموجود في الترب المالحة لسبخة وهران، كما تساهم في تحسين المعرفة بالتنوع الحيوي الفطري في البيئات فائقة الملوحة بالجزائر.

الكلمات المفتاحية: سبخة وهران، تربة مالحة، عفن فطري، النمو الفطري، الملوحة، درجة الحرارة، تحمل الملوحة.

Résumé

Les sols salins constituent des environnements extrêmes caractérisés par une forte concentration en sels et des conditions physico-chimiques particulières. Malgré ces contraintes, ils abritent une diversité microbienne capable de s'adapter au stress osmotique. Le présent travail a pour objectif d'étudier la diversité fongique ainsi que leur capacité de croissance à différents facteurs de température et NaCl.

Les moisissures étaient isolées sur milieux de culture PDA et Czapek Dox Agar enrichis en NaCl (10 et 15%) incubés à 25°C, par culture directe de fragment de 4 échantillons du sol. Le genre des isolats fongiques obtenus était ensuite identifié sur la base des observations microscopiques. Les résultats d'identification révélèrent la présence de 3 genres *Penicillium* spp, *Fusarium* spp et *Aspergillus* spp. L'étude de croissance de ces isolats à différentes températures et concentration en NaCl a révélé, la dépendance de croissance à l'isolat. Cependant, quelque soit la concentration de NaCl, la température 25°C est identifiée comme optimale à la croissance.

En fin, cette étude met en évidence diversité fongique des sols salins de la Sebkha d'Oran. Elle contribue également à une meilleure connaissance de la biodiversité fongique des milieux hypersalés algériens.

Mots-clés : Sebkha d'Oran, sol salin, moisissures, croissance fongique, salinité, température, halotolérance.

Abstract

Saline soils constitute extreme environments characterized by high salt concentrations and specific physicochemical conditions. Despite these constraints, they harbor a microbial diversity capable of adapting to osmotic stress. The present study aimed to investigate the fungal diversity of saline soils and to evaluate the growth capacity of fungal isolates under different temperature conditions and NaCl concentrations.

Molds were isolated on PDA and Czapek Dox Agar media supplemented with 10% and 15% NaCl and incubated at 25°C through direct cultivation of soil fragments from four soil samples. The fungal isolates were identified based on microscopic observations. The identification results revealed the presence of three fungal genera: *Penicillium spp*, *Fusarium spp*, and *Aspergillus spp*.

The growth study of these isolates at different temperatures and NaCl concentrations showed that growth depended on the fungal isolate. However, regardless of the NaCl concentration, 25°C was identified as the optimal temperature for growth.

In conclusion, this study highlights the fungal diversity present in the saline soils of the Oran Sebkha and contributes to a better understanding of fungal biodiversity in Algerian hypersaline environments.

Keywords: Oran Sebkha, saline soil, molds, fungal growth, salinity, temperature, halotolerance.

Sommaire

Introduction	1
Synthèse Bibliographique	3
Chapitre 01 : Généralité sur les sebkhas	3
1. Définition des Sebkhas, Chotts	3
2. Origine des sols salés	4
2.1. Salinisation primaire	4
2.2. Salinisation secondaire	4
3. Facteurs intervenant dans les processus de genèse des Sebkhas et Chotts	5
3.1. Facteur géologique	5
3.2. Facteur topographique	6
3.3. Climat	6
4. Différents types de Sebkhas	7
4.1. Sebkha fluviolacustre	7
4.2. Sebkhas interdunaires	7
4.3. Sebkha marine ou côtière	8
5. Caractère physico-chimique des sols salés	8
6. Diversité microbienne des sols salins	9
7. Halophilisme et mécanisme d'adaptation	9
Chapitre 02 : Généralités sur les moisissures	12
1. Généralités sur les moisissures	12
2. Classification	12
3. Développement des moisissures	13
3.1. Phase végétative	13
3.2. Phase reproductive	15
4. Mode de nutrition	17
5. Moisissures halophiles	18
6. Biodiversité et taxonomie des champignons dans les habitats salins	18
7. Mécanismes d'adaptation aux fortes concentrations en sel	21

7.1. Mécanismes cellulaires	21
7.2. Mécanismes génétiques	22
7.3. Mécanismes enzymatiques	22
8. Applications des champignons filamenteux halophiles.....	23
8.1. En biotechnologie	23
8.2. En bioremédiation	23
8.3. Production de biocarburants.....	23
8.4. En médecine.....	24
8.5. Dans l'industrie pharmaceutique	24
8.6. Activité antimicrobienne.....	24
Matériels et méthodes	24
1. Zone d'étude	24
2. Prélèvement des échantillons.....	24
3. Isolement des moisissures halophiles	25
4. Purification des isolats fongiques.....	26
5. Identification des isolats fongiques	26
6. Etude de l'effet de la salinité et de la température sur la croissance fongique	27
7. Estimation de paramètres de croissance des isolats testés.....	27
Résultats et Discussions	28
1. Isolement des moisissures halophiles.....	28
2. Identification des moisissures.....	28
3. Etude de la croissance de moisissures halophiles	32
Conclusion.....	38
Références bibliographiques	39
Annex.....	52

Liste des Tableaux

n°	Titre	Pages
01	Caractère des sols salés	9
02	Diversité de certains champignons adaptés aux milieux salins, quelques champignons halophiles et leurs habitats	20
03	Données morphologiques et conditions d'isolement des colonies fongiques sélectionnées.	25
04	Caractéristiques microscopiques des souches fongiques isolées.	28
05	Répartition des isolats fongiques selon les milieux de culture	30
06	Moyenne de paramètres de croissance de l'ensemble des moisissures testés à différentes concentrations de NaCl	34

Liste des figures

n°	Titre	Pages
01	Sebkha fluviolacustre d'Oran.	7
02	Sebkha interdunaire, dans la région de Kenadsa.	8
03	Transport cellulaire des ions et acides aminés chez les archées aérobies halophiles (Salt in stratégie).	11
04	Structure de l'hyphe chez la moisissure : (a) mycélium non septé, (b) mycélium septé.	12
05	Structure d'un hyphe et son développement vers la formation d'un mycélium.	14
06	Schématisation de la structure de la paroi fongique.	14
07	Les différents modes de sporulation et les différents types de spores associées	16
08	Schématisation de la reproduction asexuée et sexuée d'une moisissure	18
09	Localisation géographique (Google Maps) et photo prises en mois de février 2026 du site de prélèvement du sol de sebkha d'Oran à proximité de Misserghin.	24
10	Isolement des moisissures par ensemencement.	25
11	Purification des isolats fongique.	26
12	Répartition des genres fongiques isolés.	31
13	Cinétique de croissance de trois isolats de <i>Penicillium</i> spp. à différentes concentration de NaCl incubé à 20°C. a) isolat C6A, b) isolat P9A et c) isolat C5C.	33
14	Cinétique de croissance de l'isolat <i>Penicillium</i> spp. C6A sur milieu PDA à 5 %, incubé à différentes températures, dont 20 °C	36
15	Diamètres des colonies de l'isolat <i>Penicillium</i> sp. C6A incubé à 20 °C sur différents milieux additionnés de NaCl (5% à 20%).	37

Liste des abréviations

Abréviation	Signification
NE–SW	Nord-Est – Sud-Ouest
P	Précipitations
ETP	Évapotranspiration potentielle
CaCO₃	Carbonate de calcium
CaSO₄·2H₂O	Sulfate de calcium hydraté
CaSO₄	Sulfate de calcium anhydre (Anhydrite)
NaCl	Chlorure de sodium
Na₂SO₄	Sulfate de sodium
ESP	Exchangeable Sodium Percentage (Pourcentage de sodium échangeable)
KCl	Chlorure de potassium
MgSO₄	Sulfate de magnésium
K⁺	Ion potassium
Cl⁻	Ion chlorure
Na⁺	Ion sodium
H⁺	Ion hydrogène
Asp	Acide aspartique
Glu	Acide glutamique
Lys	Lysine
Arg	Arginine
Met	Méthionine
Leu	Leucine
Ile	Isoleucine
Cys	Cystéine
HOG	High Osmolarity Glycérol (voie de réponse à la forte osmolarité)
ROS	Reactive Oxygen Species (Espèces réactives de l'oxygène)
PDA	Potato Dextrose Agar
CDA	Czapek Dox Agar
M	Molarité
mol/L	Mole par litre
g/L	Gramme par litre
%	Pourcentage
°C	Degré Celsius

Introduction

La salinité des sols constitue l'un des principaux facteurs limitant le développement des microorganismes. Les fortes concentrations en sels dissous imposent des contraintes physiologiques importantes, notamment une pression osmotique élevée et une toxicité ionique susceptible d'affecter les fonctions cellulaires. Toutefois, certains microorganismes ont développé des mécanismes d'adaptation leur permettant de survivre et de se multiplier dans ces environnements extrêmes. Ces microorganismes, appelés halophiles ou halotolérants, jouent un rôle essentiel dans le fonctionnement des écosystèmes hypersalins (Ventosa et *al.*, 1998).

Parmi ces microorganismes, les moisissures ou champignons filamenteux constituent une composante importante de la microflore des sols salins. Leur aptitude à coloniser des milieux fortement salés repose sur plusieurs mécanismes d'adaptation, tels que la synthèse de solutés compatibles (glycérol, mannitol, proline), l'accumulation intracellulaire d'ions potassium ainsi que la modification de la composition lipidique des membranes cellulaires. Ces stratégies permettent le maintien de l'équilibre osmotique et la protection des structures cellulaires contre les effets néfastes des fortes concentrations en sodium et en chlorure (Kushner, 1985).

Les environnements hypersalins naturels, tels que les sebkhas, représentent des habitats privilégiés pour l'étude de ces microorganismes. Une sebkha est une dépression endoréique située dans les régions arides ou semi-arides, caractérisée par l'accumulation d'eaux salées et de dépôts évaporitiques résultant d'une évaporation intense. Ces milieux présentent des conditions physicochimiques extrêmes qui favorisent le développement d'une biodiversité microbienne spécifique adaptée à la salinité élevée (Moussa, 2007).

La Sebkhia d'Oran constitue l'une des plus importantes dépressions salées d'Algérie occidentale, située à environ 15 km au sud de la ville d'Oran et à 12 km de la mer Méditerranée, elle s'étend sur plusieurs communes de la wilaya d'Oran, notamment Misserghin, El Kerma et Aïn El Beïda. Cette dépression endoréique fermée, localisée à une altitude moyenne d'environ 110 m, présente une forme elliptique d'environ 40 km de longueur et de 6 à 13 km de largeur (Moussa, 2007).

Plusieurs études menées sur les sols salins algériens ont révélé une importante diversité fongique dominée principalement par les genres *Aspergillus* et *Penicillium*. Une étude réalisée au niveau de la Sebkhia Ezzemoul (Aïn M'lila) a permis l'isolement de vingt souches appartenant aux genres *Penicillium*, *Fusarium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Geotrichum*, *Cladosporium*, *Ulocladium* et *Absidia* (Bouhemara et Bouhennache, 2019).

Au-delà de leur intérêt écologique, les moisissures halophiles présentent un potentiel biotechnologique considérable. Elles sont capables de produire diverses enzymes stables en conditions de forte salinité, notamment des protéases, des lipases et des amylases, ainsi que des métabolites secondaires présentant des activités antimicrobiennes, antioxydantes ou encore pharmacologiques (Bouhemara et Bouhennache, 2019). Cependant, certaines espèces appartenant aux genres *Aspergillus* et *Penicillium* peuvent également produire des mycotoxines, telles que les aflatoxines et l'ochratoxine A, reconnues pour leurs effets néfastes sur la santé humaine et animale (Bouhemara *amplitude*, 2015).

Dans ce travail, nous sommes intéressés à l'étude d'une part à la biodiversité fongique du sol salé collecté de la Sebkha d'Oran, et d'autre part à l'étude de croissance de isolats obtenus à différentes concentrations de NaCl et de température.

Pour atteindre nos objectifs, le présent mémoire s'articule autour de trois grandes parties, précédées d'une introduction générale et suivies d'une conclusion.

- La première partie expose une synthèse bibliographique structurée en deux chapitres. Le premier aborde les généralités relatives au Sebkha, le second présente des généralités sur les moisissures.
- La deuxième partie décrit le matériel et les méthodes employés, en détaillant l'ensemble des protocoles expérimentaux mis en œuvre.
- La troisième partie est dédiée à la présentation et à la discussion des principaux résultats obtenus.

Le manuscrit se clôt par une conclusion générale assortie de perspectives, suivie des références bibliographiques et des annexes.

Synthèse Bibliographique

Chapitre 01 : Généralité sur les sebkhas

1. Définition des Sebkhas, Chotts

Avant de procéder à la description de sebkha, il est indispensable de différencier entre Sebkhas et des Chotts.

- **Sebkha** : dépression fermée à fond plat, saline (à base de sel ou de gypse) et sujette à l'inondation en période de pluie (Joly, 1997). Par ailleurs, Foucault et Raoult (1984) a défini Sebkha comme dépression temporairement occupée par un lac généralement salé, où s'accumulent des évaporites ; les eaux proviennent à la fois du ruissellement et des nappes souterraines.
- **Chott** : couronne de végétation halophile entourant une Sebkha de grande dimension (à l'échelle kilométrique) (Joly, 1997). Par ailleurs, Foucault et Raoult (1984) a défini Chott comme terrain salé, ou parfois zone de pâturage, qui borde une dépression correspondant à un lac temporaire (Sebkha).

La Sebkha s'inscrit dans un système endoréique, c'est-à-dire une dépression fermée dont le bassin versant joue un rôle déterminant dans sa formation. Elle se présente sous une forme allongée, pouvant s'étendre sur plusieurs dizaines à plusieurs centaines de mètres, avec une surface apparemment plane recouverte d'un tapis de cristallisation saline. Une végétation halophile, de largeur et de densité variables, apparaît immédiatement en périphérie. Durant la saison sèche, les revêtements salins deviennent particulièrement visibles : les efflorescences salines couvrent de vastes superficies et se manifestent sous forme de petits cristaux d'une blancheur éclatante. Les formes cubiques du chlorure de sodium y sont dominantes, et les cristaux peuvent constituer un voile presque continu de fines poussières (Coque, 1962).

En grattant ces pellicules salines, on met au jour un horizon à structure granuleuse, épais de quelques centimètres, constitué de petits agrégats salins emprisonnant des particules argileuses (Coque, 1962).

La salinité correspond à la présence, dans le sol, de quantités significatives de sels solubles tels que le sodium, le magnésium, le calcium, le chlorure, le sulfate ou le nitrate (Tabet, 1999).

Ces sels solubles génèrent une diversité d'anions et de cations présents dans le sol, pouvant se retrouver sous forme cristallisée, dissoute dans la solution du sol ou adsorbée à la surface des colloïdes (Douaik, 2005).

2. Origine des sols salés

Selon Cherbuy (1991), l'origine de la salinisation d'un milieu peut être double. Elle peut résulter d'une source naturelle de sels, qualifiée de salinisation primaire, ou être d'origine anthropique, généralement liée aux pratiques d'irrigation, et correspond alors à une salinisation secondaire.

2.1. Salinisation primaire

La salinisation primaire résulte de la présence naturelle et durablement concentrée de sels dans l'environnement. Elle provient d'un long processus de dégradation des roches salines, auquel s'ajoutent les apports éoliens issus des mers et des océans (Stengel et *al.*, 2009).

2.2. Salinisation secondaire

La salinisation secondaire, liée aux pratiques d'irrigation, constitue une menace particulièrement sérieuse et difficile à évaluer avec précision (Stengel et *al.*, 2009).

Ce type de salinisation se manifeste par une accumulation progressive de sels dans le sol, entraînant des effets notables sur :

- Les propriétés chimiques.
- Les propriétés physiques (dispersion des argiles, instabilité structurale).
- Les propriétés biologiques, notamment en affectant le développement des plantes par une augmentation de la pression osmotique (Cheverry et Robert, 1998).

2.3. Processus de genèse des Sebkhas dans les zones arides

La Sebkha résulte d'une redistribution des sels préalablement accumulés dans les formations rocheuses sédimentaires. Ces dépôts salifères affleurent préférentiellement sur les points hauts ou sur les versants, où ils se trouvent exposés en surface ou à faible profondeur (Mekki, 2021).

Le processus de la formation de Sebkha se déroule de la manière suivante :

a. Mobilisation

Dans les massifs qui entourent ces plaines ou dépressions — parfois très étendues — se trouvent des dômes ou des affleurements salifères importants. Le climat y est marqué par des averses peu fréquentes, mais souvent brutales et de très courte durée, avec une intensité très élevée. Lorsque ces pluies tombent sur les massifs salifères, elles décapent les surfaces et mettent en mouvement des sédiments chargés en sels. L'eau, en stagnation rapide au contact de ces formations, se charge alors fortement en sels.

b. Distribution

L'eau de pluie est naturellement entraînée vers les zones basses du paysage, lesquelles se caractérisent très souvent par des pentes faibles et un réseau hydrographique jeune ou quasi inexistant, ne présentant pas d'exutoires pour les eaux de ruissellement.

c. Evaporation

Les averses sont suivies de périodes sèches caractérisées par une évapotranspiration élevée, d'où :

- L'évaporation de l'eau d'inondation,
- Et/ou l'ascension capillaire des eaux phréatiques proches de la surface du sol.

Ces deux processus entraînent une accumulation importante de sels dans les horizons superficiels.

3. Facteurs intervenant dans les processus de genèse des Sebkhas et Chotts

3.1. Facteur géologique

Au cours du temps, les formations salifères le plus souvent de nature gypso saline se caractérisent par une plasticité nettement supérieure à celle des formations voisines, généralement plus rigides. Ainsi, lors des phases de plissement provoquées par d'importantes forces de compression, ces formations salines subissent de véritables remontées verticales (à l'échelle du temps géologique), soit directement vers la surface, soit en empruntant des failles et des fractures (Hulin, 1983).

3.2. Facteur topographique

a. Influence indirecte

L'influence indirecte de la topographie est déterminante, notamment par la différenciation des climats locaux et des microclimats qu'elle engendre en fonction du relief, de l'exposition et de la pente des terrains. Les variations climatiques ainsi induites d'une station à une autre se répercutent inévitablement sur les modalités de la pédogenèse (Lacost et Salanon, 2001).

b. Influence directe

L'influence directe de la topographie est particulièrement importante, car elle agit comme un facteur régulateur de l'érosion, des migrations et du drainage le long d'une toposéquence. Selon le modèle, trois phénomènes interviennent à des degrés variables :

- **Erosion** : Elle domine au niveau de la coupe, en particulier au niveau des ruptures de pente, où elle freine l'évolution normale du sol par un décapage continu du profil.
- **Migration oblique** : Il s'agit du déplacement, sous l'effet de la pente, des éléments solubles et colloïdaux à l'intérieur du sol. À cela s'ajoute souvent, en surface, le colluvionnement, c'est à dire l'entraînement et l'accumulation en bas de versant des matériaux issus de l'érosion des parties sommitales.
- **Stagnation** : Elle se manifeste dans les bas-fonds, souvent en lien avec la proximité de la nappe phréatique, et conduit à la formation de sols engorgés (Lacost et Salanon, 2001).

3.3. Climat

L'aridité du climat constitue pratiquement une condition indispensable à la présence de sols salés d'origine géologique : plus le climat est aride, plus l'intensité de la salinité augmente. Dans un contexte aride, le dessalement des sols n'est possible que s'il existe une circulation de l'eau du haut vers le bas, sans inondation ni remontée brutale de la nappe phréatique. Les pluies torrentielles provoquent fréquemment une extension spectaculaire des zones salées (Abdelguerfi, 2003 ; Faure, 1987).

4. Différents types de Sebkhass

Les différents types de Sebkhass dépendent de leur milieu de formation, mais elles présentent toutes un point commun : ce sont des zones situées à proximité de la nappe phréatique. La déflation se poursuit jusqu'à atteindre le niveau hydrostatique. Par capillarité, l'eau de la nappe est aspirée en raison de son évaporation en surface. Ce processus conduit au dépôt successif de sels dissous — carbonates de calcium (CaCO_3), gypse ($\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$), anhydrite (CaSO_4) et chlorure de sodium (NaCl) — qui précipitent pour former une croûte d'évaporites imperméable, parfois très épaisse. On distingue ainsi trois grands types de Sebkhass, chacun associé à des conditions spécifiques de formation (Warren, 2016).

4.1. Sebkhass fluviolacustre

Les eaux souterraines issues de l'infiltration dans des bassins hydrographiques peu profonds, ainsi que l'évaporation par capillarité qui en résulte, expliquent la formation de telles structures. En Algérie, la Sebkhass d'Oran, constitue un exemple particulièrement remarquable de Sebkhass fluviolacustre (Figure 01) (Mekki, 2021).



Figure 01 : Sebkhass fluviolacustre d'Oran.

4.2. Sebkhass interdunaires

Comme leur nom l'indique, ces formes correspondent aux dépressions laissées au sein des champs de dunes par l'action de la déflation. Dans les plaines salines où elles se développent, la nappe phréatique est peu profonde, ce qui favorise la mise en place de séries évaporitiques, notamment la précipitation du gypse (Figure 02) (Kinsman, 1969).



Figure 02 : Sebkha interdunaire, dans la région de Kenadsa.

4.3. Sebkha marine ou côtière

Elle située dans la zone supratidale, c'est-à-dire au-delà de la limite des hautes mers, cette Sebkha est soumise à des inondations provoquées par les tempêtes ou par les grandes marées d'équinoxe. L'influence marine s'y manifeste également par la présence de tapis algaires et de stromatolites (Kinsman, 1969).

5. Caractère physico-chimique des sols salés

La formation des sols salés est étroitement liée à la présence de l'ion sodium (Na^+), qu'il se présente sous forme saline — notamment NaCl ou Na_2SO_4 — ou sous forme échangeable (Youcfi, 2011).

Les sols touchés par la salinité se caractérisent soit par des concentrations élevées en sels solubles (sols salins), soit par un excès de sodium adsorbé (sols sodiques ou alcalins), soit par la combinaison des deux (sols alcalino-salins) (Tableau 01) (Youcfi, 2011).

L'excès de sels dans un sol modifie ses propriétés physiques et chimiques. Cette altération des conditions édaphiques constitue un stress indirect pour la croissance des microorganismes (Gregory, 2005).

Les cations des sels solubles influent les propriétés du sol, en particulier l'ion sodium. Lorsque ce dernier se trouve à l'état échangeable, son action défavorable provoque la dispersion des colloïdes du sol, entraînant ainsi :

- Une dégradation de la structure
- Une réduction de la perméabilité

- Une faible stabilité structurale
- Une diminution de la disponibilité de l'eau pour la plante (Halitim, 1973).

L'excès de sels exerce également des effets sur le pH et sur le pourcentage de sodium échangeable (ESP) (Oustani, 2006). Le pH du sol varie en fonction de la nature des sels présents : certains ont un effet acidifiant, comme le sulfate de calcium (CaSO₄), le chlorure de potassium (KCl) ou le sulfate de magnésium (MgSO₄), tandis que d'autres ont un effet alcalinisant, tels que le bicarbonate de sodium (NaHCO₃), le carbonate de calcium (CaCO₃) ou le carbonate de sodium (Na₂CO₃) (Oustani, 2006).

Tableau 01 : Caractère des sols salés (Youcefi, 2011)

Paramètre	Salins (Solontchaks)	Alcalins (Solonetz)	Salins sodiques
Sodium	Neutres	Échangeable	Echangeable
pH	Moins de 8,2	Plus de 8,2	8,5 ou moins
CE à 25°C	4Ms/cm	4Ms/cm	Dépasse 4 dS/m

6. Diversité microbienne des sols salins

L'analyse menée sur vingt échantillons de sols hypersalés a permis d'identifier des séquences appartenant à des *Archaea* méthanogènes, hyperthermophiles et surtout halophiles, affiliées à l'ordre des Halobacteriales. Chez les Bacteria, les séquences détectées étaient majoritairement rattachées aux *Actinobacteria* (22,4–16,4 %), Bacteroidetes (21,6–15,1 %), *Proteobacteria* (16,7–15,4 %), *Chloroflexi* (8,35–5,2 %) et *Planctomycetes* (5,6–4,8 %), représentant ensemble entre 64,8 % et 68,7 % du total des séquences bactériennes identifiées dans les deux chotts étudiés (El Beida et Tinsilt).

D'autres groupes bactériens ont également été mis en évidence, notamment les Acidobacteria, Aquificae, Cyanobacteria, Deinococcus-Thermus, Firmicutes, Verrucomicrobia et Gemmatimonadetes.

7. Halophilisme et mécanisme d'adaptation

La différence d'osmolarité entre l'intérieur et l'extérieur d'une cellule provoque une pression osmotique (choc hyperosmotique) au niveau de la membrane plasmique, entraînant une perte d'eau et pouvant conduire à la plasmolyse. Pour éviter ce phénomène et faire face

au stress osmotique, les micro-organismes halophiles doivent maintenir un environnement intracellulaire dont l'osmolarité est au moins équivalente à celle du milieu externe, voire supérieure lorsque le maintien d'une pression de turgescence est nécessaire (Oren, 2006).

L'osmoadaptation désigne la capacité des cellules à s'ajuster aux variations de pression osmotique du milieu, tandis que l'osmorégulation ou halophilisme correspond à l'ensemble des mécanismes permettant de préserver l'équilibre osmotique cellulaire et d'ajuster la pression interne en fonction du milieu extracellulaire (Galinski, 1995).

Comme le transport actif d'eau vers l'intérieur de la cellule serait trop coûteux énergétiquement, les halophiles utilisent une autre stratégie : l'accumulation de petites molécules dans leur cytoplasme (Roberts, 2005). Ces molécules, appelées osmolytes, peuvent être organiques ou inorganiques. Selon leur nature, deux stratégies d'adaptation sont observées en milieux hypersalés :

- La stratégie « high salt-in », reposant sur l'accumulation de sels dans le cytoplasme ;
- La stratégie « low salt-in », basée sur la synthèse et l'accumulation de solutés organiques compatibles (Oren, 2008).

Comme montre la Figure 03, l'accumulation d'ions inorganiques dans le cytoplasme permet aux cellules de maintenir des concentrations salines internes très élevées (Oren, 2006).

Dans la majorité des cas, les ions principalement accumulés sont le potassium (K^+) et le chlorure (Cl^-) (Oren, 2008). Toutefois, chez *Haloanaerobium praevalens*, une variabilité importante a été observée : certaines cellules présentent des concentrations élevées de NaCl plutôt que de KCl (Oren et al., 1997).

Elle consiste à :

1. Extrusion de protons via transport d'électrons respiratoire.
2. Extrusion de protons induite par la lumière de la bactériorhodopsine.
3. Formation d'ATP par l'ATP synthase, entraînée par le gradient de proton.
4. Moteur flagellaire entraîné par gradient de protons.
5. Antiport sodium / proton électrogénique.
6. Transport interne des acides aminés induit par le gradient de sodium.
7. Potassium uniport, entraîné par le potentiel membranaire.
8. Pompe de chlorure entraînée par la lumière, à médiation par l'halorhodopsine.

9. Système de transport de chlorure indépendant de la lumière, éventuellement associé au transport de sodium vers l'intérieur.

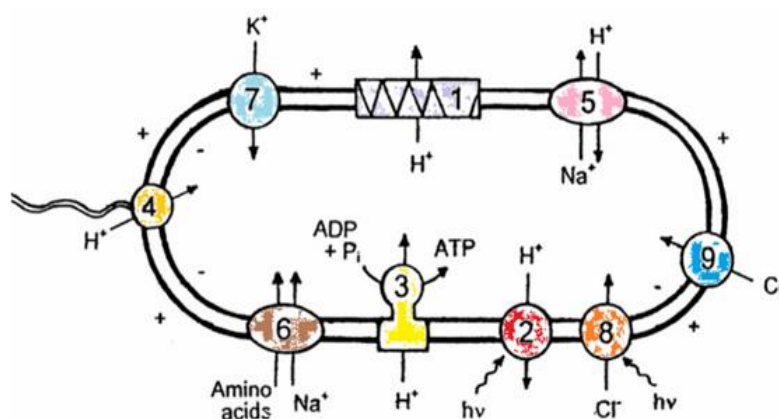


Figure 03 : Transport cellulaire des ions et acides aminés chez les archées aérobies halophiles (Salt in stratégie) (Oren, 2006).

Bien que cette stratégie soit moins coûteuse énergétiquement que la synthèse de solutés organiques, elle n'est pas universellement adoptée par l'ensemble des micro-organismes halophiles (Roberts, 2005). Elle concerne principalement les archées aérobies appartenant aux ordres de la classe des Halobacteria (familles Halobacteriales, Haloferacales et Natribacterales), les bactéries du genre *Salinibacter*, ainsi que certaines bactéries anaérobies de l'ordre des Halanaerobiales (Oren, 2002 ; Oren, 2013).

Il faut noter également que la tolérance des microorganismes à des fortes concentrations intracellulaires de KCl, nécessite un système protéomique globalement acide et moins hydrophobe que celui des organismes non halophiles. En effet, les protéines halophiles se caractérisent par une abondance de résidus acides — aspartate (Asp) et glutamate (Glu) — et une faible proportion de résidus basiques tels que lysine (Lys) et arginine (Arg), ainsi qu'un nombre réduit de résidus hydrophobes comme méthionine (Met), leucine (Leu), isoleucine (Ile) et de cystéines (Cys). Cette composition confère aux protéines une flexibilité accrue en milieux hypersalins (Paul et *al.*, 2008).

Les analyses génomiques et protéomiques réalisées chez les archées halophiles ont montré qu'elles présentent une proportion nettement plus élevée d'acides aminés acides que basiques, caractéristique essentielle au maintien de l'activité enzymatique en conditions de forte salinité (Joo et Kim, 2005 ; DasSarma, 2006).

Chapitre 02 : Généralités sur les moisissures

1. Généralités sur les moisissures

Les moisissures sont des eucaryotes possédant de très petits noyaux. Il s'agit de champignons filamenteux hétérotrophes dépourvus de chlorophylle et de pigments assimilateurs, dont la paroi cellulaire est constituée de chitine plutôt que de cellulose. Leur principal polysaccharide de réserve est le glycogène (Indge, 2004 ; Nicklin *et al.*, 2000).

Ces organismes appartiennent aux thallophytes ; ils ne possèdent donc ni racines, ni tiges, ni feuilles, et se caractérisent par la formation de filaments (hyphes), libres ou entrelacés, formant un ensemble appelé mycélium (Figure 04). Celui-ci peut être coenocytique (non cloisonné, c'est-à-dire constitué d'hyphes résultant de divisions nucléaires répétées sans divisions cellulaires associées) ou septé (cloisonné) (Genevès, 1990 ; Genevès, 1992 ; Bouchet *et al.*, 1999 ; Boiron, 2005).

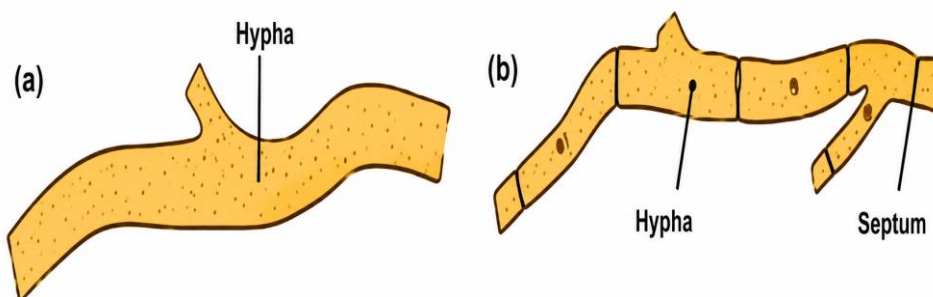


Figure 04 : Structure de l'hyphe chez la moisissure : (a) mycélium non septé, (b) mycélium septé (Botton *et al.*, 1990).

Les cloisons, appelées septa, comportent des perforations qui assurent la communication entre les cellules. Les caractéristiques morphologiques de ces microorganismes dépendent de leur substrat nutritif. La colonisation du substrat se réalise par l'extension et la ramification des hyphes (Aurélie, 2013).

2. Classification

La classification des champignons filamenteux demeure en constante évolution. Pendant longtemps, elle s'est appuyée sur celle proposée par Hawksworth, Sutton et Ainsworth (1995), fondée sur des caractères morphologiques simples et largement utilisée,

mais nécessitant par la suite une réorganisation taxinomique. Une classification plus récente, proposée par Know Chung et Benet (1992), puis actualisée par Sutton et *al.* (1998) ainsi que par de Hoog et Guarro (2000), constitue aujourd'hui la référence. On distingue quatre grandes divisions selon les modalités de la reproduction sexuée :

Les *Chytridiomycotina*, les *Zygomycotina*, les *Ascomycotina* et les *Basidiomycotina*. En revanche, lorsque la reproduction sexuée n'est pas connue, les champignons sont regroupés dans la division des *Deuteromycotina*, également appelés champignons imparfaits (Ounadjela, 2016).

3. Développement des moisissures

Le développement des moisissures se déroule en deux étapes principales : une phase végétative et une phase reproductive (Davidson et *al.*, 1996).

3.1. Phase végétative

Les champignons filamenteux sont des organismes hétérotrophes dépourvus de chlorophylle. Ne possédant pas de tissus différenciés, ils sont dépourvus de racines, de tiges, de feuilles et de système vasculaire. Leur corps somatique, ou végétatif, est désigné sous le terme de thalle. Les thalles fongiques présentent généralement une structure filamenteuse et multicellulaire (Nasraoui, 2015).

Le thalle est constitué de filaments appelés hyphes. Comme montre la Figure 05, les hyphes renferment les organites classiques d'une cellule, tels que le noyau, les mitochondries, le cytoplasme et les vésicules (Sarah, 2011).

L'ensemble des hyphes forme un réseau désigné sous le nom de mycélium (Ghorri, 2015).

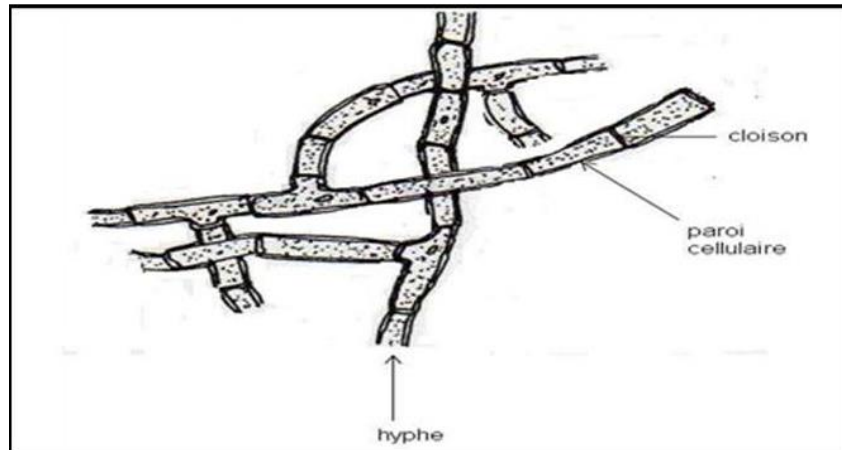


Figure 05 : Structure d'une hyphe et son développement vers la formation d'un mycélium (Chabasse et *al.*, 2002).

Quant à la paroi des champignons filamenteux est constituée de glycoprotéines, qui interviennent dans les mécanismes d'adhérence, ainsi que de Mann protéines formant une matrice autour de la paroi (Figure 06). Elle est principalement composée de polysaccharides, dont la chitine, polymère linéaire de N-acétylglucosamine, dont les sous-unités sont reliées par des liaisons β -1,4-glycosidiques, et les glucanes, polymères de D-glucoses liés par des liaisons β (Aurélié, 2013).

Ces deux polysaccharides assurent la protection des moisissures contre les agressions du milieu extérieur. La chitine contribue en outre à la rigidité de la paroi cellulaire (Nwe et Stevens, 2008).

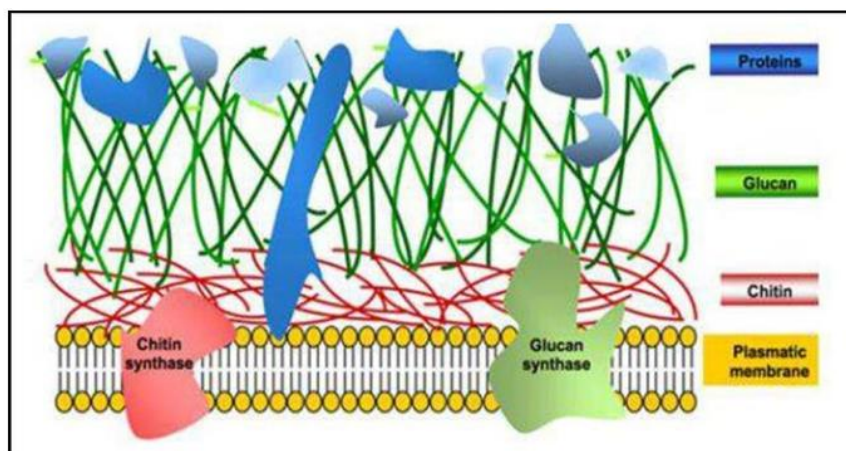


Figure 06 : Schématisation de la structure de la paroi fongique (Nwe et Stevens, 2008).

3.2. Phase reproductive

Les champignons filamenteux assurent leur reproduction par la formation de spores. Leur cycle de propagation repose sur deux types de spores : celles impliquées dans la reproduction sexuée (stade parfait) et celles intervenant dans la multiplication asexuée (stade imparfait) (Linas et *al.*, 1998).

a. Reproduction asexuée

La reproduction asexuée se caractérise par la dispersion de spores asexuées, permettant aux moisissures de se propager et de coloniser de nouveaux substrats. Ce mode de reproduction est désigné sous le terme de sporulation (Adams et *al.*, 1998).

La reproduction asexuée des champignons filamenteux peut prendre différentes formes et produire divers types de spores. Certaines résultent de la fragmentation d'un fragment de mycélium parental (arthrospores), d'autres sont générées de manière endogène à l'intérieur du sporocyste (sporocystiospores), tandis que d'autres encore apparaissent de façon exogène et continue à l'extrémité de structures spécialisées appelées phialides (conidiospores) (Figure 07) (Aurélien, 2013).

Les spores jouent un rôle essentiel dans la contamination de nouveaux milieux, que ce soit par l'air, l'eau ou par l'intermédiaire d'insectes lorsque le substrat initial est épuisé (Fréalles et *al.*, 2017).

En présence de conditions favorables — telles qu'un substrat adéquat, une température et une humidité optimales — les spores germent. Les logettes produisent alors un tube germinatif qui évolue en mycélium, ou se différencient en conidiophores à partir desquels de nouvelles spores sont générées (Linas et *al.*, 1998).

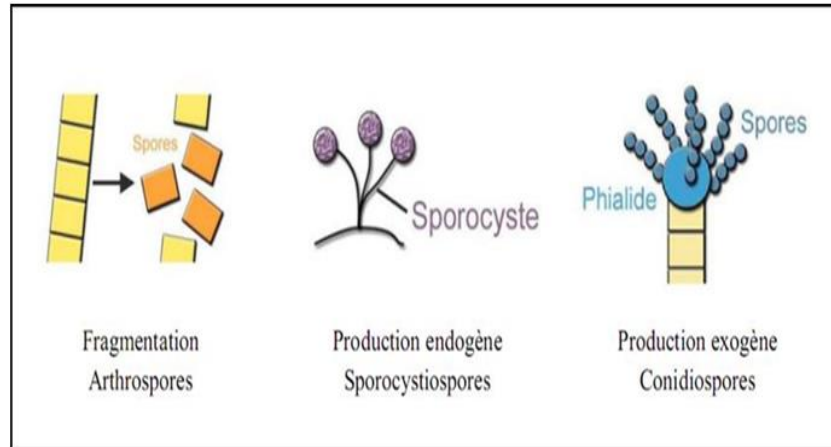


Figure 07 : Les différents modes de sporulation et les différents types de spores associées (Barnett et Hunter, 1998).

b. Reproduction sexuée

Comme montre la figure 08, la reproduction sexuée des champignons suit un cycle en trois étapes : la plasmogamie, la caryogamie et la méiose (Ghorri, 2015).

La plasmogamie correspond à la fusion de deux cellules haploïdes, donnant naissance à une cellule dicaryotique contenant deux noyaux haploïdes distincts. Ces noyaux fusionnent ensuite lors de la caryogamie, et la méiose transforme la cellule diploïde issue de cette fusion en quatre cellules haploïdes (Carlile et Watkinson, 1994).

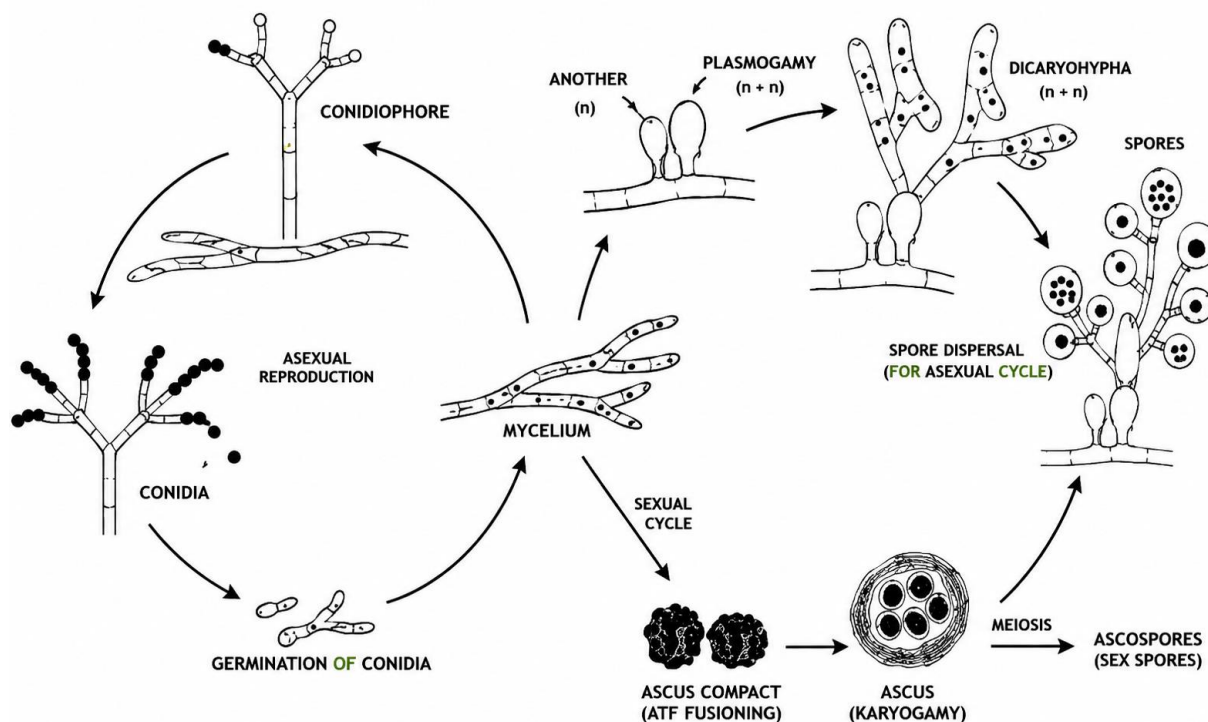


Figure 08 : Schématisation de la reproduction asexuée et sexuée d'une moisissure (Ghorri 2015).

4. Mode de nutrition

La plupart des moisissures présentent des exigences élevées en éléments nutritifs indispensables à leur croissance (Delphine, 2012).

Les éléments nutritifs essentiels à la croissance des champignons comprennent principalement le carbone et l'azote sous forme de composés organiques, ainsi que divers ions minéraux tels que le potassium, le phosphore, le magnésium, le fer et le soufre (Aurélien, 2013).

Certaines espèces, notamment celles des genres *Aspergillus* et *Penicillium*, privilégient les sucres simples et se développent rapidement, ce qui leur vaut l'appellation de « sugar fungi » (Delphine, 2012).

Les acides aminés peuvent pénétrer directement dans la cellule sans transformation préalable, tandis que des molécules plus complexes, comme l'amidon, la cellulose ou les protéines, nécessitent une digestion enzymatique avant d'être assimilées (Aurélien, 2013).

5. Moisissures halophiles

Le mot halophile est composé de deux parties "hals" qui veut dire le sel et "phil" qui veut dire aime de ce fait les moisissures halophiles sont définies comme des microorganismes qui vit et se multiplie seulement dans un milieu à forte concentration de sel (Edgerton et Brimblecomz, 1981).

Elles peuvent être classées selon le degré de leurs besoins en sel (Shiladitya et *al.*, 2012 ; Pitt et Hocking, 2009).

- **Non halophiles** : Ne tolèrent pas plus de 0,2 M de NaCl
- **Halotolérants** : Tolèrent de 0,2 à 0,85 M de NaCl (2-5%)
- **Halophiles modérés** : Supportent des concentrations en NaCl allant de 0,85 jusqu'à 3,4 M (5-20%)
- **Halophiles extrêmes** : Croissent dans l'intervalle de 3,4 à 5,1 (20-30%) de NaCl.

6. Biodiversité et taxonomie des champignons dans les habitats salins

Pendant longtemps, les environnements caractérisés par des conditions extrêmes étaient considérés comme impropres à la vie. Toutefois, depuis le lancement de recherches intensives sur ces milieux, un grand nombre de micro-organismes extrémophiles ont été identifiés (Turk et *al.*, 2011).

La mycobiote des habitats salins naturels regroupe des champignons halotolérants et halophiles, comprenant à la fois des espèces déjà connues et d'autres nouvelles ou rares. Plusieurs travaux ont étudié la diversité fongique dans divers environnements salins. Selon les auteurs, des champignons halophiles et halotolérants ont été observés dans la mer Morte (Buchaloet et *al.*, 1998 ; Kis-Papo et *al.*, 2006) (Tableau 02).

Les sols désertiques (Gunde-Cimerman 2005), les estuaires et les lacs salés (Kopytina, 2019), les mangroves (Nayak et *al.*, 2012), ainsi que dans les marais salants solaires répartis sur différents continents (Gunde-Cimerman et *al.*, 2000 ; Nayak et *al.*, 2012 ; Ali et *al.*, 2018).

La majorité des champignons halophiles recensés appartiennent à la division des Ascomycota, bien que des représentants des Basidiomycota aient également été signalés. Parmi les Ascomycota, les ordres Capnodiales, Dothideales et Eurotiales regroupent les

genres halophiles les plus significatifs. Plusieurs espèces, telles que *Aspergillus sydowii*, *Aspergillus versicolor*, *Aureobasidium pullulans*, *Hortaea werneckii*, *Penicillium chrysogenum*, *Phaetotheca triangularis* et *Trimmatostroma salinum*, ont été décrites comme halophiles. Du côté des Basidiomycota, les ordres Trichonosporales, Sporidiales et Wallemiales comprennent des espèces halophiles telles que *Wallemia ichthyophaga*, *Wallemia sebi* et *Wallemia muriae* (Gostinčar et al., 2011 ; Calabon et al., 2021 ; Agrawal et al., 2024).

Le genre *Penicillium* est le plus dominant. De nombreuses espèces de *Penicillium* ont été signalées dans des habitats salins (zones hypersalées, sols salins, eaux marines salines, lacs).

Pour la première fois, les genres *Aspergillus* et *Penicillium* ont été identifiés comme dominants, tandis que *Cladosporium* était moins fréquent dans la mer Morte.

Des isolats fongiques halophiles provenant de marais salants artificiels de la province de Pattani, en Thaïlande, appartiennent aux genres *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Diaporthe*, *Ectophoma*, *Fusarium* et *Penicillium* (Nayak et al., 2012 ; Wingfield et al., 2023).

Des variations de croissance en fonction des différentes concentrations en sel ont été observées. Certaines espèces d'*Aspergillus* sont des halophiles facultatifs, tandis que les espèces de *Cladosporium* et de *Penicillium* sont exclusivement des halophiles facultatifs.

En revanche, *Aspergillus penicillioides* et *Aspergillus unguis* sont considérés comme des halophiles obligatoires (Yadav et al., 2020).

L'identification de champignons halophiles dans différentes régions géographiques confirme la présence de champignons appartenant aux genres *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria* et *Cladosporium* (Kopytina, 2019).

Beaucoup d'entre eux présentent une xéro-tolérance et se développent bien dans des conditions de faible activité de l'eau. Selon les travaux d'autres auteurs, plusieurs champignons halophiles obligatoires ont été signalés, notamment *Gymnascella marismortui* (Buchaloet al., 1998), *Wallemia ichthyophaga* (Zalar et al., 2005 ; Gunde-Cimerman et al., 2009), *Trichosporium* sp. (El-Meleigy et al., 2010), ainsi que *Aspergillus penicillioides* et *Aspergillus unguis* (Nazareth et al., 2012).

Les espèces des genres *Aspergillus* et *Penicillium* prédominent dans les marais salants de mangrove de Goa, en Inde. Elles présentent également une forte résistance aux ions métalliques lourds tels que Pb^{2+} , Cu^{2+} et Cd^{2+} . La mer Morte constitue un environnement

hypersalin extrême, avec une concentration d'environ 340 ‰ de sels dissous et une teneur en ions divalents, tels que le magnésium et le calcium, supérieure à celle des ions monovalents. Les espèces *Gymnascella marismortui*, *Penicillium westlingii* et *Ulocladium chlamydosporum* ont été initialement rapportées comme représentantes de la mycobiote locale (Buchalo et al., 1998).

Par la suite, des informations complémentaires ont été publiées concernant des représentants des genres *Aspergillus* et *Cladosporium*, ainsi que *Penicillium westlingii* et *G. marismortui* (Molitoris et al., 2000 ; Nazareth et al., 2012 ; Nazareth, 2014).

Tableau 02 : Diversité de certains champignons adaptés aux milieux salins, quelques champignons halophiles et leurs habitats (Yovchevska et al., 2025).

Source disolation	Souche fongique halophile
Mer Morte	• <i>Gymnascella marismortui</i> species. • <i>Penicillium westlingii</i>. • <i>Ulocladium chlamydosporum</i>. • <i>Penicillium westlingii</i>. • <i>G. marismortui</i>.
Marais salant artificiel à évaporation solaire	• <i>Penicillium imranianum</i>.
Marais salants solaires	• <i>Penicillium imranianum</i>.
Usine de production de sel solaire	• Gracilis TISTR 3638 A. • Flavus (TISTR 3637).
Estuaires et lacs salés	• Genera <i>Aspergillus</i> and <i>Penicillium</i>.
Mangroves	• Talaromyces. • Genera <i>Aspergillus</i> and <i>Penicillium</i>.
Marais salant en République de Corée	• <i>Aspergillus reticulatus</i> SK1-1.
Champignons marins	• <i>Ascocratera manglicola</i>. • <i>Astrosphaeriella striatispora</i>. • <i>Cryptovalsa halosarceicola</i>. • <i>Linocarpon bipolaris</i> and <i>Rhizophila marina</i>.

	• <i>Eutypella</i> sp. MCCC. • <i>Epicoccum nigrum</i> JJY40. • <i>Gymnascella dankaliensis</i>. • <i>Nigrospora oryzae</i> and <i>Chaetomium globosum</i>.
Milieus marins profonds	• <i>Diaporthe longicolla</i> FS429. • <i>Phomopsis lithocarpus</i> FS508. • <i>Penicillium fellutanum</i> HDN14-323. • <i>Engyodontium album</i> DFFSCS02.
Sédiment antarctique	• <i>Penicillium granulatum</i> MCCC 3A00475.

7. Mécanismes d'adaptation aux fortes concentrations en sel

La survie des champignons halophiles dans des conditions de salinité élevée repose sur une diversité de mécanismes d'adaptation opérant à différents niveaux :

7.1. Mécanismes cellulaires

L'épaississement de la paroi cellulaire et mise en place de systèmes de transport spécialisés. Chez les champignons, la paroi et la membrane cellulaires sont les premières structures exposées à l'augmentation de la salinité du milieu. En réponse, ces organismes mettent en œuvre diverses modifications structurales de la paroi et de la membrane, auxquelles s'ajoute la synthèse de pigments et/ou d'hydrophobines, permettant de renforcer leur tolérance aux environnements hypersalins (Hmad et Gargouri, 2024 ; Ayangbenro et Babalola 2017 ; Dixit et *al.*, 2015). Les modifications structurales induites par une augmentation de la salinité du milieu incluent un épaississement de la paroi cellulaire ainsi qu'une modification de la composition lipidique (Su et *al.*, 2014)

La présence de pigments, tels que les mélanines et les caroténoïdes, protège les champignons halophiles contre les rayons ultraviolets et les effets nocifs de l'exposition solaire (Hernández et *al.*, 2000 ; Jain et *al.*, 2021 ; Batista-García 2017). À titre d'exemple, les levures noires — champignons halophiles — produisent de la mélanine afin de se défendre contre le stress environnemental (Petrovič, 2006).

7.2. Mécanismes génétiques

La présence de gènes liés au transport et enrichissement du génome en acides aminés. Chez *Hortaea werneckii* et *Wallemia ichthyophaga*, cette adaptation se traduit par la synthèse de glycérol et d'autres solutés compatibles. Au niveau génétique, ce processus est associé à l'expression de l'enzyme clé de la synthèse du glycérol, Gpd1, régulée par la voie de signalisation HOG (High Osmolarity Glycerol). Cette voie est cruciale pour l'adaptation aux environnements à forte osmolarité. Ce mécanisme illustre le rôle central de la voie de signalisation HOG chez *Hortaea werneckii*. L'interaction directe de HwHog1 avec la chromatine permet une régulation fine de l'expression génétique en fonction des variations d'osmolarité, garantissant ainsi une réponse adaptative rapide et efficace aux conditions hypersalines (Vaupotič et Plemenitaš, 2007).

7.3. Mécanismes enzymatiques

L'activation de voies spécifiques telles que les oxydoréductases, la superoxyde dismutase, ainsi que la voie de signalisation du glycérol à haute osmolarité (HOG). En effet, Les conditions de stress perturbent les chaînes de transport d'électrons dans les mitochondries, entraînant un flux inverse d'électrons et une oxydation indésirable de l'oxygène par le complexe I, ce qui conduit à la formation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) (Tomanek, 2015).

Certaines études menées chez les plantes suggèrent que l'acquisition de la tolérance au sel pourrait être liée à une résistance accrue au stress oxydatif (Hernández et *al.*, 2000).

Les recherches sur la réponse de *Hortaea werneckii* aux oxydants montrent que sa capacité à dégrader le peroxyde d'hydrogène, sur une large gamme de salinités, est aussi élevée, voire supérieure, à celle de *Saccharomyces cerevisiae*, qui subit un stress lorsqu'elle est exposée à 3 % de sel (Petrovič, 2006).

De plus, les chaperonnes moléculaires Hsp70 et Hsp90 de *H. werneckii* sont surexprimées en conditions de forte salinité et contribuent au contrôle des protéines endommagées par le stress (Vaupotič et Plemenitaš, 2007).

8. Applications des champignons filamenteux halophiles

8.1. En biotechnologie

Les champignons halophiles et halotolérants constituent des sources précieuses d'enzymes présentant un fort potentiel d'utilisation en biotechnologie, en bioremédiation, en médecine ou encore dans l'industrie des biocarburants. L' α -amylase de *Aspergillus gracilis* TISTR 3638, isolée d'une usine de production de sel solaire, démontre une activité supérieure dans des conditions de forte salinité par rapport aux amylases commerciales issues d'autres champignons. Cette propriété la rend particulièrement adaptée au traitement des eaux usées industrielles contaminées par des ions métalliques (Ali et *al.*, 2014).

8.2. En bioremédiation

Les champignons filamenteux présentent plusieurs avantages par rapport aux bactéries et aux algues dans le cadre de la bioremédiation des eaux usées. Ils produisent en effet un ensemble d'enzymes et de protéines de surface qui jouent un rôle déterminant dans les processus de biodégradation ou de bio sorption des contaminants présents dans les effluents (Negi et *al.*, 2023).

Le potentiel de bioremédiation des champignons halotolérants et halophiles dans la décoloration des colorants synthétiques a été démontré et continue d'être étudié. *Aspergillus flavipes* MA-25, un champignon halotolérant isolé, est capable de décolorer le colorant textile Reactive Black 5. L'élimination complète de la concentration initiale de 0,2 g/L a été obtenue après 80 heures d'incubation. Le principal mécanisme par lequel ce champignon a éliminé le colorant est la bioadsorption (Aydogan et Arslan, 2014).

8.3. Production de biocarburants

Une enzyme halotolérante a été produite par *Aspergillus flavus* (TISTR 3637), un champignon obligatoirement halophile isolé d'une saline artificielle en Thaïlande. Les champignons halotolérants, tels que *A. flavus* et *A. penicillioides*, sont particulièrement adaptés au prétraitement et à la saccharification de la biomasse dans des environnements marins ou saumâtres, car ils produisent des cellulases qui conservent une activité élevée même en présence de fortes concentrations salines (Zhao, 2020).

8.4. En médecine

Plusieurs études ont montré que des champignons isolés des sédiments marins profonds produisent des molécules à activité anticancéreuse. Par exemple, *Diaporthe longicolla* FS429 synthétise la longihalazine B, qui présente une activité antiproliférative contre les cellules de glioblastome (lignée SF-268) (Liu et *al.*, 2020).

De son côté, *Cladosporium cladosporioides* HDN14-342 produits des polykétides — les clindanones A et B ainsi que les cladosporols F et G — qui exercent une activité cytotoxique sur des cellules cancéreuses humaines de type cervical, leucémique et colique (Zhang et *al.*, 2016).

8.5. Dans l'industrie pharmaceutique

Au cours de la dernière décennie, de nouvelles avancées ont permis de mieux comprendre le nombre de souches de *Talaromyces* isolées des mangroves capables de produire des composés bioactifs. L'industrie pharmaceutique peut exploiter ces souches de *Talaromyces* comme l'une des « bio-usines » les plus prometteuses afin d'élargir le spectre des composés bioactifs déjà disponibles (Nicoletti, 2018).

8.6. Activité antimicrobienne

Les espèces halophiles du genre *Penicillium* sont connues pour produire à la fois des composés antibactériens et des substances antifongiques. Les extraits de mycélium de *Penicillium lusitanum* ont montré un effet inhibiteur sur *Candida albicans*, ce qui suggère leur utilité potentielle dans le traitement de la candidose (Gonçalves et *al.*, 2021).

Matériels et méthodes

Le présent travail a été réalisé au laboratoire pédagogique de microbiologie du département de biologie de l'Université Belhadj Bouchaib. Il porte sur l'étude de la croissance des moisissures isolées à partir de sols salins prélevés dans une zone de sebkha située à proximité de Misserghin (Figure 09), dans la région de Aïn Témouchent.

1. Zone d'étude

La Grande Sebka du bassin d'Oran, située à 20 km au sud de la ville d'Oran, s'étend sur 310 km² selon une ellipse orientée NE-SW (42 km sur 10,5 km). Recouverte d'eaux saumâtres une grande partie de l'année (résidu sec pouvant atteindre 100 g/l), elle est dépourvue de végétation. Cette zone, appartenant au bassin néogène du Bas Chélif, est délimitée par les montagnes littorales au nord, la sebkha elle-même au sud, la plaine de Melata à l'ouest et celle de Habra à l'est.



Figure 09 : Localisation géographique (Google Maps) et Photo prises en mois de février 2026) du site de prélèvement du sol de sebkha d'Oran à proximité de Misserghin.

2. Prélèvement des échantillons

Le prélèvement des échantillons été effectué le 03 février 2026 à partir de du Nord de Sebka d'Oran coté Misserghin (35.476981, -1.019240). Au total quatre échantillons ont été prélevé à différentes distances localisées aux coordonnées :

- **Le site 1 :** 35.476892, -1.019564.
- **Le site 2 :** 35.476640, -1.019532.
- **Le site 3 :** 35.476580, -1.019383.
- **Le site 4 :** 35.477061, -1.019739.

Les quatre échantillons de sol ont été prélevés de manière aseptique puis transportés au laboratoire dans des conditions appropriées de température 4°C.

3. Isolement des moisissures halophiles

L'isolement des moisissures (Figure 10) a été réalisé par ensemencement direct des fragments de sol sur milieux de cultures coulés dans des boîtes de Petri.

Une petite quantité de chaque échantillon de sol a été déposée à la surface des milieux de culture préparés (PDA et Czapek Dox Agar contenant différentes concentrations en NaCl : 10 % et 15 %).



Figure 10 : Isolement des moisissures par ensemencement.

Les boîtes de Pétri ont été incubées à 25 °C pendant une durée de 5 jours. Cette période était allongée pour avoir le maximum des colonies.

Après incubation, les colonies fongiques apparues ont été repérées et sélectionnées en fonction de leurs caractéristiques morphologiques telles que la couleur, la texture et la forme (Tableau 03).

Tableau 03 : Données morphologiques et conditions d'isolement des colonies fongiques sélectionnées.

Échantillon	Milieu	NACL%	Colonie	Code
1	CDA	15%	A	C2A
	CDA	15%	A	C2A1
2	CDA	10%	A	C5A
			B	C5B
			C	C5C
	PDA	10%	A	P5A

3	CDA	15%	B	P5B
			C	P5C
			A	C6A
	CDA	10%	B	C6B
			C	C6C
			A	C6A1
	PDA	10%	C	C6C1
			A	P6A
			B	P6B
4	CDA	10%	A	C9A
			B	C9B
			C	C9C
	PDA	10%	A	P9A
			B	P9B
			C	P9C

4. Purification des isolats fongiques

Les colonies distinctes obtenues ont été repiquées sur milieu PDA afin d'obtenir des cultures pures. Un fragment de chaque colonie a été prélevée à l'aide d'une pipette Pasteur stérile puis déposée au centre d'une boîte de Pétri contenant du milieu PDA (Figure 11).

Les boîtes ont été incubées à 25 °C pendant 4 jours.

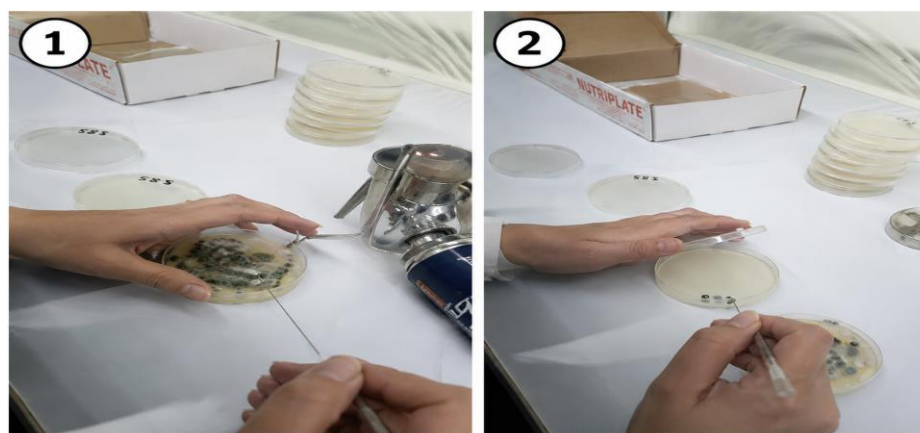


Figure 11 : Purification des isolats fongique.

5. Identification des isolats fongiques

L'identification des moisissures était basée sur observation microscopique. Les genres sont déterminés par les caractères cultureux et microscopiques en se référant au manuel de Barnett et Hunter (1972).

Les frottis étaient préparés à l'aide de la technique du ruban adhésif (scotch), suivie d'une coloration au Lactophenol cotton blue.

Une goutte d'huile d'immersion a été ajoutée, puis l'observation a été réalisée au microscope optique au grossissement $\times 40$ puis $\times 100$. Cette analyse a permis d'observer les structures morphologiques caractéristiques des moisissures, notamment les hyphes, les conidiophores et les spores, en vue de leur identification.

6. Etude de l'effet de la salinité et de la température sur la croissance fongique

L'effet conjugué de la salinité et de la température sur la croissance des moisissures halophiles a été étudié sur milieu PDA additionné de différentes concentrations en NaCl (5 %, 10 %, 15 % et 20 %), puis étant incubées à différentes températures (15 °C, 20 °C, 25 °C et 30 °C).

La procédure consiste à ensemercer au centre des boîtes contenant ces milieux, un fragment de colonies, puis à incuber à la température souhaitée.

La croissance radiale de 21 isolats de moisissures a été suivie pendant une période de 14 jours par la mesure du diamètre des colonies.

7. Estimation de paramètres de croissance des isolats testés

Les paramètres de croissance de chaque isolat ont été estimés à l'aide du modèle de Baranyi et Roberts (1993) représenté par les deux équations suivantes :

$$\gamma = \gamma_0 + \mu_{\max} A - \ln \left(1 + \frac{[\exp(\mu_{\max} A) - 1]}{\exp(\gamma_{\max} - \gamma_0)} \right) \quad \text{Eq. 2}$$

$$A = t + \left(\frac{1}{\mu_{\max}} \right) \ln [\exp(-\mu_{\max} t) + \exp(-\mu_{\max} \lambda) - \exp(-\mu_{\max} t - \mu_{\max} \lambda)] \quad \text{Eq. 3}$$

γ : Rayon de la colonie (mm) ;

γ_0 : le rayon initial de la colonie (mm) ;

$\gamma_{\max}$: Rayon maximal de la colonie (mm) ;

$\mu_{\max}$: Taux maximum de croissance radial (mm / j) de la colonie ;

λ : Temps de latence;

t : Temps en jours (j).

L'ajustement des modèles a été réalisé à l'aide de méthode de moindre au carré.

Résultats et Discussions

1. Isolement des moisissures halophiles

Les résultats de l'isolement des moisissures halophiles, sur milieux PDA et Czapek Dox Agar supplémentés en NaCl (10% et 15%), à partir de sebkha d'Oran, ont montré une diversité en genres fongiques.

2. Identification des moisissures

L'étude microscopique des 21 isolats fongiques a été réalisée à l'aide d'un microscope optique après coloration au Lactophenol coton bleu. Elle a permis d'observer les structures fongiques (hyphes, spores) et de faciliter l'identification de certaines souches. (Tableau 05).

Les caractéristiques macroscopiques montrent une variabilité d'un isolat à une autre. Cette caractéristique est difficile à utiliser pour l'identification des moisissures car plusieurs facteurs peuvent influencer la pigmentation, texture (état physiologique, lumière...etc.) (Tableau 05).

Cette étude a porté sur les traits culturels tels que l'aspect, la couleur, la texture des colonies, et la vitesse de croissance, en tenant compte également de la présence ou de l'absence de pigmentation.

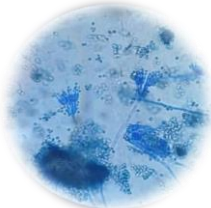
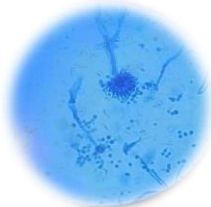
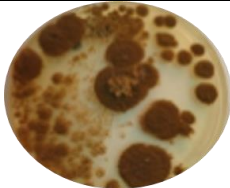
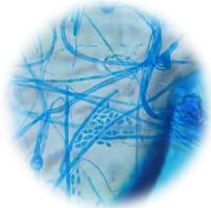
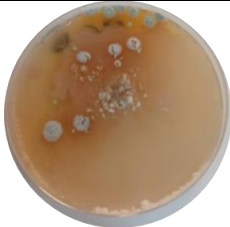
L'analyse microbiologique des sols salins représente une étape essentielle pour élucider la dynamique des communautés fongiques au sein d'environnements extrêmes. À cet égard, l'étude menée dans la sebkha d'Oran a révélé la présence de moisissures dans une proportion significative des échantillons examinés (Tableau 04).

Tableau 04 : Répartition des isolats fongiques selon les milieux de culture.

Échantillon	Milieu	NaCl%	Colonie	Code	Espèce
1	CDA	15%	A	C2A	<i>Penicillium</i>
	CDA	15%	A	C2A1	<i>Aspergillus</i>
2	CDA	10%	A	C5A	<i>Penicillium</i>
			B	C5B	<i>Penicillium</i>
			C	C5C	<i>Penicillium</i>
	PDA	10%	A	P5A	<i>Aspergillus</i>
			B	P5B	<i>Fusarium</i>

			C	P5C	<i>Penicillium</i>
3	CDA	15%	A	C6A	<i>Penicillium</i>
			B	C6B	<i>Fusarium</i>
			C	C6C	<i>Aspergillus</i>
	CDA	10%	A	C6A1	<i>Penicillium</i>
			C	C6C1	<i>Penicillium</i>
			A	P6A	<i>Fusarium</i>
			B	P6B	<i>Fusarium</i>
4	CDA	10%	A	C9A	<i>Fusarium</i>
			B	C9B	<i>Aspergillus</i>
			C	C9C	<i>Fusarium</i>
	PDA	10%	A	P9A	<i>Penicillium</i>
			B	P9B	<i>Penicillium</i>
			C	P9C	<i>Aspergillus</i>

Tableau 05 : Caractéristiques microscopiques des souches fongiques isolées.

Isolat	Observation microscopique grossissement $\times 100$	Description	Aspect macroscopique	Description
<i>Penicillium</i> C5B		Mycélium septé accompagné de conidiophores ramifiés portant des chaînes de conidies sphériques		Centre vert sporulé avec mycélium blanc cotonneux
<i>Aspergillus</i> C6C		Conidiophore terminé par une vésicule portant des phialides et des chaînes de conidies sphériques		Colonies brunâtres, poudreuses à granuleuses, croissance rapide
<i>Fusarium.</i> P6B		Des macroconidies fusiformes et cloisonnées		Colonies dispersées, blanchâtres à verdâtres, de petite taille

L'analyse des genres fongiques isolés révèle une dominance nette du genre *Penicillium spp* qui représente 47,62 % des échantillons contaminés avec un total de 10 isolats. Le genre *Fusarium spp* représente 28,57 % des échantillons contaminés, soit 6 isolats. En revanche, le genres *Aspergillus spp* présentent les fréquences les plus faibles, avec respectivement 23,81% soit 5 isolats. (Figure 12).

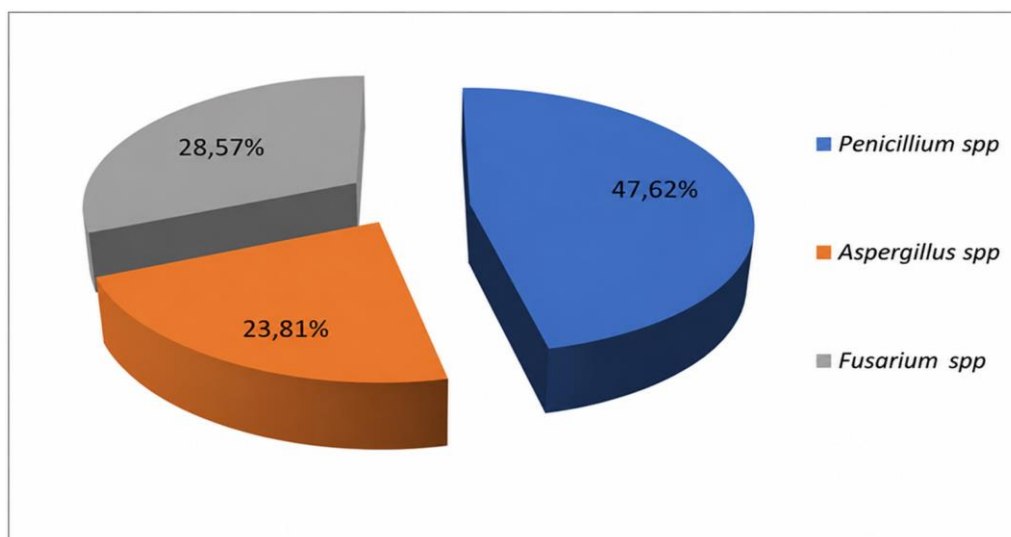


Figure 12 : Répartition des genres fongiques isolés.

L'analyse microbiologique des quatre échantillons inoculés sur les milieux Czapek Dox Agar (CDA) et Potato Dextrose Agar (PDA) enrichis en NaCl (10 % et 15 %), a permis l'isolement de plusieurs colonies fongiques présentant une diversité morphologique importante.

Les isolats obtenus sont dominés principalement par les genres *Penicillium* et *Aspergillus*, connus pour leur capacité d'adaptation aux environnements hypersalins. Cette dominance pourrait être liée à leur forte tolérance au stress osmotique ainsi qu'à leur croissance rapide sur les milieux nutritifs utilisés. Des résultats similaires ont été rapportés par plusieurs études, qui ont montré que les genres *Penicillium* et *Aspergillus* représentent les genres fongiques les plus fréquemment isolés dans les sols hypersalins de la sebkha d'Oran (Al-Musallam et al., 2011 ; Jaouani et al., 2014 ; Gunde-Cimerman et Zalar, 2001 ; El-Said et Saleem, 2008 ; Ismail et al., 2017). Selon ces auteurs, ces genres possèdent une importante plasticité physiologique leur permettant de survivre et de se développer dans des conditions de forte salinité.

Par ailleurs, les résultats obtenus montrent que la croissance fongique varie selon le milieu de culture utilisé et la concentration en NaCl. Le milieu CDA, relativement pauvre en éléments nutritifs, a favorisé le développement des souches les plus tolérantes au sel, tandis que le milieu PDA, riche en glucides et en nutriments, a permis une croissance plus abondante des colonies. Selon plusieurs études, la composition du milieu de culture ainsi que les conditions environnementales influencent fortement la diversité et la distribution des champignons dans les environnements salins (Mandeel, 2006 ; Maciá-Vicente et *al.*, 2008). Cette différence de croissance observée entre les deux milieux pourrait donc être liée à la disponibilité des nutriments et à la capacité d'adaptation métabolique des différentes souches isolées.

En outre, la présence simultanée de plusieurs genres fongiques dans un même échantillon met en évidence une diversité fongique importante au sein des sols étudiés. Cette diversité reflète la capacité des moisissures à coloniser des milieux extrêmes malgré les contraintes osmotiques imposées par la salinité élevée. Des observations comparables ont été rapportées par plusieurs auteurs travaillant sur les écosystèmes hypersalins, qui décrivent ces milieux comme des réservoirs riches en micro-organismes halotolérants (Guiraud et *al.*, 1995 ; Abdel-Hafez, 1982 ; Ismail et *al.*, 2017).

3. Etude de la croissance de moisissures halophiles

Dans cette étude, le modèle de Baranyi et Roberts (2004) a été appliquée (Figure13). Malgré la complexité de ce modèle, il donne une bonne qualité d'ajustement lors de modélisation des croissances de moisissures, avec des valeurs de R^2 comprise entre 0.90 à 1. En basant sur la méthode de moindre au carrée, les erreurs liées à l'ajustement étaient minimisées à des valeurs inférieures à 1 pour l'ensemble des cinétiques, qui montre un bon ajustement des cinétiques. Comme montre la figure 13, les cinétiques obtenus ont montré une hétérogénéité au sein de même genres.

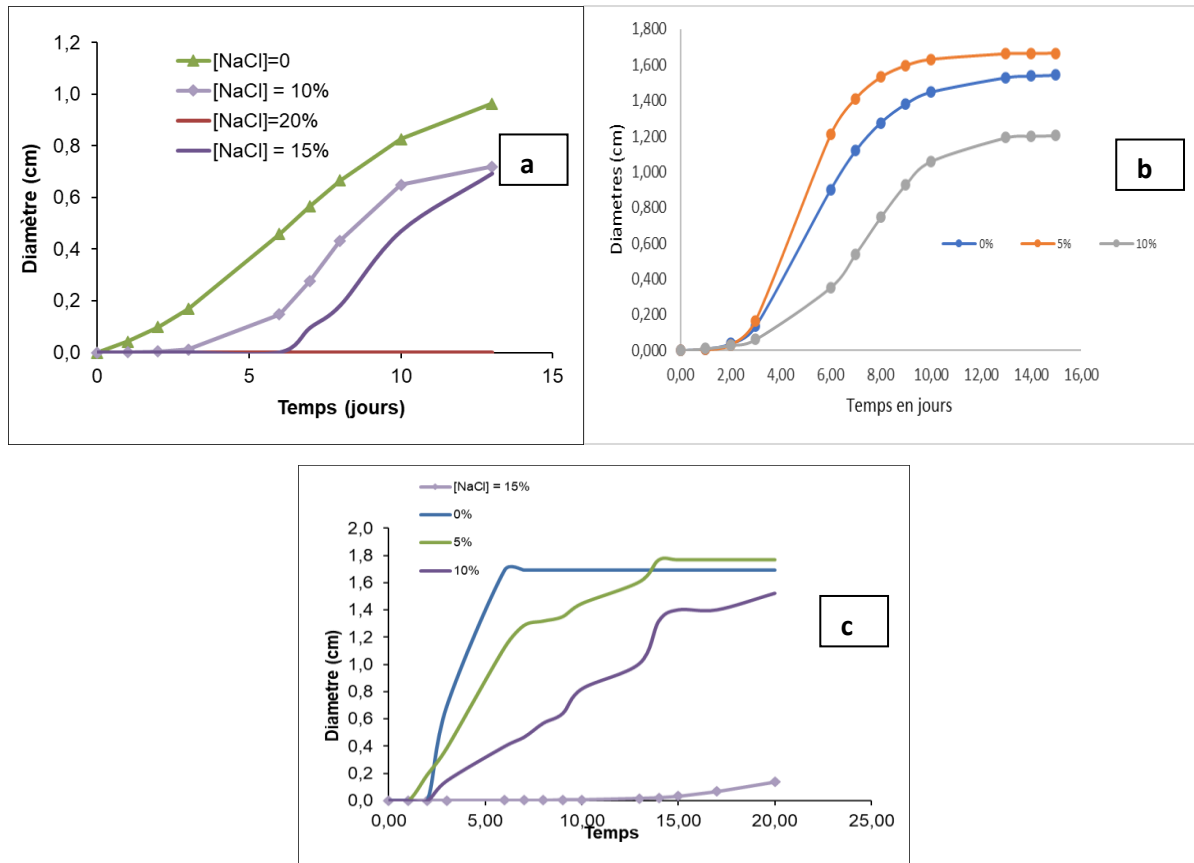


Figure 13 : Cinétique de croissance de trois isolats de *Penicillium* spp. à différentes concentrations de NaCl incubé à 20°C. a) isolat C6A, b) isolat P9A et c) isolat C5C.

Le Tableau 07 présente les résultats de l'estimation des paramètres de croissance des isolats en fonction de différentes concentrations de NaCl et températures d'incubation. Les résultats montrent que ces paramètres varient selon les isolats étudiés, avec une variabilité notable au sein d'un même genre. Cette hétérogénéité est fréquemment rapportée chez les champignons filamenteux par plusieurs auteurs. Elle peut s'expliquer par divers facteurs, notamment la diversité génétique, comme l'ont montré Samson et *al.* (2010), ainsi que la plasticité phénotypique, qui permet aux champignons d'ajuster leur métabolisme en réponse aux conditions environnementales (Lagunes-Gálvez et *al.*, 2021). Cette variabilité souligne l'importance de l'étude de ces isolats dans le cadre de la biodiversité et son application biotechnologique.

Tableau 07 : Moyenne de paramètres de croissance de l'ensemble des moisissures testés à différentes concentrations de NaCl.

	Paramètres	Moyenne $\pm$ écarte-type				
		0%	5%	10%	15%	20%
15°C	D0 (mm)	0 $\pm$	0 $\pm$	0 $\pm$	0 $\pm$	0 $\pm$
	D _{max} (mm)	1,3 $\pm$ 05	1,2 $\pm$ 0,7	1,1 $\pm$ 0,6	1,3 $\pm$ 0,4	1,2 $\pm$ 0,6
	lag (λ) (jour)	7,6 $\pm$ 3,9	8,2 $\pm$ 4,4	10,3 $\pm$ 2,8	12,1 $\pm$ 0,2	20 $\pm$ 0,9
	$\mu_{\max}$ (jours ⁻¹)	0,12 $\pm$ 0,07	0,21 $\pm$ 0,19	0,30 $\pm$ 0,11	0,51 $\pm$ 0,14	0,6 $\pm$ 0,16
	SCE	0,04 $\pm$ 0,02	0,57 $\pm$ 0,1	0,026 $\pm$ 0,08	0,3 $\pm$ 0,14	0,2 $\pm$ 0,09
20°C	D0 (mm)	0	0	0	0	0
	D _{max} (mm)	1,74 $\pm$ 0,17	1,74 $\pm$ 0,36	1,61 $\pm$ 0,85	1,35 $\pm$ 0,84	1,5 $\pm$ 0,53
	lag (λ) (jour)	4,22 $\pm$ 1,32	4,34 $\pm$ 1,54	5,34 $\pm$ 2,48	8,05 $\pm$ 1,76	12,35 $\pm$ 2,93
	$\mu_{\max}$ (jours ⁻¹)	1,85 $\pm$ 0,079	1,66 $\pm$ 0,025	0,71 $\pm$ 0,019	0,5 $\pm$ 0,082	0,20 $\pm$ 0,07
	SCE	0,001 $\pm$ 0,0006	0,002 $\pm$ 0,0009	0,037 $\pm$ 0,0006	0,021 $\pm$ 0,0004	0,031 $\pm$ 0,006
25°C	D0 (mm)	0	0	0	0	0
	D _{max} (mm)	1,66 $\pm$ 0,5	1,6 $\pm$ 0,4	1,28 $\pm$ 0,2	1,73 $\pm$ 0,6	1,88 $\pm$ 0,25
	lag (λ) (jour)	3,76 $\pm$ 1,8	5,64 $\pm$ 0,9	5,92 $\pm$ 0,9	9,63 $\pm$ 1,3	9,63 $\pm$ 1,3
	$\mu_{\max}$ (jours ⁻¹)	1,97 $\pm$ 0,36	0,95 $\pm$ 0,25	0,59 $\pm$ 0,26	0,20 $\pm$ 0,22	0,09 $\pm$ 0,09
	SCE	0,03 $\pm$ 0,005	0,008 $\pm$ 0,0005	0,40 $\pm$ 0,003	0,008 $\pm$ 0,006	0,05 $\pm$ 0,02
30°C	D0 (mm)	0	0	0	0	0
	D _{max} (mm)	1,65 $\pm$ 0,4	1,71 $\pm$ 0,26	1,6 $\pm$ 0,29	1,5 $\pm$ 0,1	1,6 $\pm$ 0,1
	lag (λ) (jour)	5,19 $\pm$ 7	6,62 $\pm$ 4	15,38 $\pm$ 1	24,5 $\pm$ 2,3	36,05 $\pm$ 4
	$\mu_{\max}$ (jours ⁻¹)	0,46 $\pm$ 0,05	0,38 $\pm$ 0,07	0,15 $\pm$ 0,08	0,09 $\pm$ 0,02	0,01 $\pm$ 0,02
	SCE	0,02 $\pm$ 0,003	0,03 $\pm$ 0,007	0,05 $\pm$ 0,008	0,74 $\pm$ 0,007	0,64 $\pm$ 0,08

Les valeurs optimales du temps de latence (lag phase) et du taux de croissance ($\mu_{T^{\circ}C}$) ont été obtenues sur le milieu PDA dépourvu de NaCl, avec des plages respectives de [3,76 – 7,6 jours] et [0,12 – 1,97 jours⁻¹]. L'estimation a par ailleurs révélé que la température optimale de croissance pour les moisissures testées est de 25 °C sur milieu PDA sans NaCl. Comme illustré dans le Tableau 07, c'est à cette température que les temps de latence les plus courts ont été enregistrés pour l'ensemble des isolats, quelle que soit la concentration en NaCl (Figure 14). De même, les taux de croissance les plus élevés ont été observés à 25 °C. Les

résultats de l'estimation ont clairement identifié 25 °C comme température optimale de croissance pour l'ensemble des isolats, que le milieu PDA contienne ou non du NaCl. Cette observation rejoint parfaitement les données rapportées par Samson et *al.* (2010). En effet, à cette température, les enzymes du métabolisme fongique, telles que les protéases, les amylases et les cellulases, présentent une activité maximale (Sáez et *al.*, 2018).

Les valeurs optimales du temps de latence (3,76 – 7,6 jours) et du taux de croissance ($0,12 - 1,97 \text{ jours}^{-1}$) ont été obtenues sur le milieu PDA dépourvu de NaCl. Ces plages de valeurs concordent avec celles rapportées par Magan et Aldred (2007) pour le temps de latence et par Pitt et Hocking (2009) pour le taux de croissance. L'absence de NaCl dans le milieu semble favoriser une croissance plus rapide et un démarrage plus précoce, ce qui est conforme aux attentes, le NaCl exerçant une pression osmotique qui réduit l'activité de l'eau (a_w). Bien que les *Penicillium* soient généralement considérés comme des champignons xérotolérants, ils préfèrent des a_w élevées pour une croissance optimale (Hocking, 2008).

En revanche, quelle que soit la température d'incubation, plus de 80 % des isolats n'ont pas montré de croissance à 20 % de NaCl. Enfin, une variabilité intra-genre a également été constatée.

L'un des résultats les plus remarquables de cette étude est l'incapacité de plus de 80 % des isolats à se développer à 20 % de NaCl, et ce, quelle que soit la température d'incubation. Cette observation mérite d'être approfondie. Tout d'abord, une telle concentration de NaCl correspond à une activité de l'eau (a_w) d'environ 0,85 à 0,88, valeur proche de la limite de tolérance de nombreux champignons xérophiles (Pitt et Hocking, 2009). Ensuite, seuls moins de 20 % des isolats ont montré une tolérance à cette concentration, suggérant l'existence de mécanismes d'adaptation spécifiques, tels que l'accumulation de solutés compatibles (glycérol, tréhalose) ou l'expression de transporteurs membranaires particuliers (Grant, 2004). Par ailleurs, bien que certaines espèces de *Penicillium*, comme *P. roqueforti* et *P. camemberti*, soient connues pour tolérer de faibles a_w , la majorité des espèces sont inhibées au-delà de 15 % de NaCl (Magan et Aldred, 2007). L'inhibition observée à 20 % de NaCl souligne enfin le rôle majeur de ce paramètre dans le contrôle de la croissance fongique, en particulier dans les industries agroalimentaires où il est largement utilisé comme conservateur.

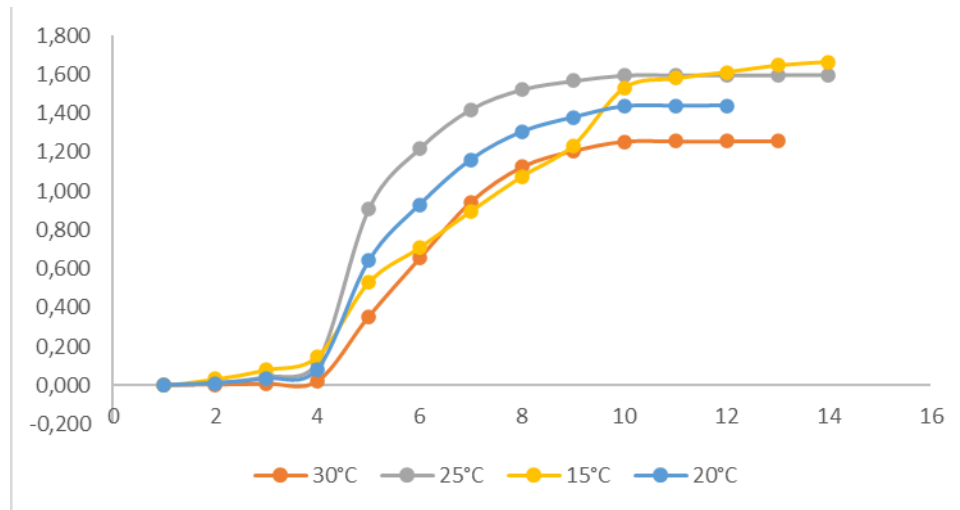


Figure 14 : Cinétique de croissance de l'isolat *Penicillium* spp. C6A sur milieu PDA à 5 %, incubé à différentes températures, dont 20 °C.

La microbiologie prédictive consiste en l'application de modèles mathématiques pour prédire la présence des agents pathogènes dans les aliments (Dantigny et *al.*, 2005 ; Lahlali et *al.*, 2005). Son application dans le cas des champignons filamenteux n'est pas très réputée contrairement à son application pour les bactéries (Gibson et Hocking, 1997). Ceci est peut-être expliqué par les complexités inhérentes liées à la quantification de la croissance fongique (Gibson et Hocking, 1997). En effet, les champignons ne sont pas unicellulaires. Ils forment un mycélium dont le poids, sauf au stade précoce de la croissance, n'augmente pas de façon exponentielle. De plus, il n'est pas possible de diviser le mycélium en cellules individuelles. Par conséquent, la méthode de quantification par CFU (Colony Forming Unit) ne peut être utilisée que pour dénombrer les spores (Vindeløv et Arneborg, 2002).

En générale, les modèles cinétiques utilisés sont ceux qui sont basés sur la mesure du diamètre de la colonie, une technique simple pour obtenir des données. La croissance des moisissures sur des substrats solides, dans des conditions optimales et en absence de facteurs limitants, suit généralement un modèle constitué d'une phase de latence et d'une phase de croissance linéaire. Sous des conditions défavorables, une phase stationnaire peut apparaître lorsque les champignons arrêtent de croître (Gibson et *al.*, 1994).



Figure 15 : Diamètres des colonies de l'isolat *Penicillium* C6A incubé à 20 °C sur différents milieux additionnés de NaCl (5% à 20%).

Conclusion

Les écosystèmes salins sont des milieux extrêmes, caractérisés par de fortes concentrations en sels, une disponibilité limitée en eau et des contraintes physico-chimiques importantes. Malgré ces conditions défavorables, ils abritent une biodiversité microbienne notable, composée d'organismes développant des stratégies d'adaptation leur permettant de survivre et de se multiplier. La Sebkha d'Oran, l'un des principaux sites salins de l'ouest algérien, constitue un réservoir naturel d'une microflore encore peu explorée.

Ce travail s'est concentré sur l'étude de la croissance de moisissures isolées des sols salins de la Sebkha d'Oran. Les principaux résultats ont révélé une diversité de moisissures filamenteuse identifiées comme *Penicillium*, *Aspergillus* et *Fusarium*. Cette diversité s'étend également aux capacités de croissance des isolats de mêmes genres à différentes concentrations en NaCl et températures d'incubation.

Les résultats soulignent par ailleurs l'importance écologique des communautés fongiques des sols salins. Leur tolérance aux fortes salinités en fait aussi des candidates intéressantes pour des applications biotechnologiques, telles que la production d'enzymes industrielles, la bioremédiation ou la valorisation de ressources issues d'environnements extrêmes.

Enfin, cette étude enrichit les connaissances sur la biodiversité fongique des sols salins algériens, encore peu documentée, et confirme le rôle des sebkhas comme réservoirs de micro-organismes spécialisés capables de s'adapter à des conditions de forte salinité.

Références bibliographiques

1. Abdelguerfi, A. (2003). Les sols salés en zones arides : genèse, distribution et dynamique. *Sécheresse*, 14 (3), 155–162.
2. Adams, T. H., Wieser, J. K., Yu, J. K. (1998). Asexual sporulation in *Aspergillus nidulans*. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 62, 35–54.
3. Agrawal, S., Chavan, P., Dufossé, L. (2024). Hidden treasure: Halophilic fungi as a repository of bioactive lead compounds. *Journal of Fungi*, 10 (4), 290. <https://doi.org/10.3390/jof10040290>
4. Al-Amoudi, O. S. B. (1994). Carte mondiale des emplacements des sebkhas [Carte]. Étude sur la distribution des sols salins en milieux arides.
5. Al-Amoudi, O., El-Naggar, Z., Siyed, I. (1992). The sabkha in the Kingdom of Saudi Arabia and its engineering problems. *Al-Muhandis (Engineering)*, 6, 56–62.
6. Ali, F. S., Akbar, A., Prasongsuk, S., Permpornsakul, P., Yanwisetpakdee, B., Lotrakul, P., Punnapayak, H., Asrar, M., Ali, I. (2018). *Penicillium imranianum*, a new species from the manmade solar saltern of Phetchaburi province, Thailand. *Pakistan Journal of Botany*, 50 (5), 2055–2058.
7. Anonyme, F. (2004). Grain fungal disease and mycotoxins reference (USDA) (edn). GIPSA Technical Services Division, Hill BLVD. Kansas City.
8. Antón, J., Rosselló-Móra, R., Rodríguez-Valera, F., Amann, R. (2002). Extremely halophilic bacteria in crystallizer ponds from solar salterns. *Applied and Environmental Microbiology*, 68 (5), 2445–2451.
9. Aouad, M., Borrel, G., Brochier-Armanet, C., Gribaldo, S. (2018). Evolutionary placement of metagenome-assembled genomes of archaea reveals new phylum-level diversity. *Nature Communications*, 9, 3770.
10. Augustin, J.-C., Carlier, V. (2000). Mathematical modelling of the growth rate and lag time for *Listeria monocytogenes*. *International Journal of Food Microbiology*, 56 (1), 29–51.
11. Aurélie, L. (2013). Caractérisation et identification des champignons filamenteux par spectroscopie vibrationnelle [Thèse de doctorat, Université de Reims Champagne Ardenne]. Ecole doctorale sciences technologie santé, France.

12. Ayangbenro, A. S., Babalola, O. O. (2017). A new strategy for heavy metal polluted environments: A review of microbial biosorbents. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 14 (1), 94.
13. Baranyi, J., McClure, P. J., Sutherland, J. P., Roberts, T. A. (1993). Modeling bacterial growth responses. *Journal of Industrial Microbiology*, 12, 190–194.
14. Benkesmia, Y., Hassani, M. I., Kessar, C. (2023). Variation of surface water extent in the great Sebkha of Oran (NW of Algeria), using Landsat data 1987–2019: Interaction of natural factors and anthropogenic impacts. *Remote Sensing Applications: Society and Environment*, 31, 100953.
15. Boiron, P. (2005). *Mycologie médicale*. Elsevier Masson.
16. Botton, B., Breton, A., Fevre, M., Gauthier, S., Guy, P., Larpent, J. P., Reymond, P., Sanglier, J. J., Vayssier, Y., Veau, P. (1999). *Moisissures utiles et nuisibles. Importance industrielle*. Masson.
17. Bouafia, I. E., Djidel, M. (2021). Évolution du chott et de la sebkha de la cuvette d'Ouargla par utilisation des images Landsat multi dates. *Revue des Sciences de la Terre*, Université Kasdi Merbah Ouargla.
18. Boualla, N. (2011). *Caractérisation et état de connaissance du bassin de la grande Sebkha d'Oran* [Mémoire de licence, Université des Sciences et de la Technologie d'Oran]. Mémoire Online.
19. Bouchet, P., Debat, V., Le Guyader, H. (1999). *Biologie des organismes eucaryotes*. Dunod.
20. Boughalem, M., Kacem, M., Zaagane, M. (2016). The toposequential analysis and cultivation of the land skills: Misserghin Region (the northern margin of the Oran Great Sebkha–Algeria). *Universal Journal of Geoscience*, 4 (5), 93–101.
21. Brahmi, N. (2023). Évolution de l'anthropisation des sebkhas littorales de la côte orientale de la presqu'île du Cap Bon (Tunisie nord orientale) : approche cartographique. *Dynamiques Environnementales*, 52, 1–36.
22. Buchalo, A. S., Nevo, E., Wasser, S. P., Oren, A., Molitoris, H. P. (1998). Fungal life in the extremely hypersaline water of the Dead Sea: First records. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 265 (1407), 1461–1465.

23. Buchanan, R. E. (1918). Life phases in a bacterial culture. *Journal of Infectious Diseases*, 23, 109–125.
24. Calabon, M. S., Jones, E. G., Promputtha, I., Hyde, K. D. (2021). Fungal biodiversity in salt marsh ecosystems. *Journal of Fungi*, 7 (8), 648.
25. Carlile, M. J., Watkinson, S. C. (1994). *The Fungi*. Academic Press.
26. Caron, D. (2000). Fusarioses des épis, sait-on prévoir leur développement ? *Phytoma*, 56–62.
27. Charles, S., Charles, H. (2020). Modèles de croissance des micro-organismes. In *Micro-organismes et biodiversité* (pp. 60–63). Textes et documents pour la classe, n° 1130.
28. Cherbuy, B. (1991). Salinisation des sols : origines et mécanismes. Institut National Agronomique, Département des Sciences du Sol.
29. Cheurfi, A., Benhannachi, R. (2019). Étude de quelques activités métaboliques des souches fongiques isolées à partir de la Sebkhia d'El Mghier de la région de Biskra algérienne [Mémoire de Master, Université des Frères Mentouri Constantine 1]. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Microbiologie.
30. Cheverry, C., Robert, M. (1998). *La qualité des sols : enjeux et perspectives*. INRA Éditions.
31. Christensen, M. (1989). A view of fungal ecology. *Mycologia*, 81, 1–19.
32. Coque, R. (1962). *Morphologie de l'Afrique du Nord*. Presses Universitaires de France.
33. Coque, R., Trouset, P., Paskoff, R. (1972). *Glossaire de géomorphologie*. Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS).
34. DasSarma, S. (2006). Extreme halophiles are models for astrobiology. *Microbe*, 1 (3), 120–126.
35. DasSarma, S., Arora, P. (2001). Halophiles. In *Encyclopedia of Life Sciences* (pp. 1–9). John Wiley Sons.
36. Davidson, M. W., Orlando, J., McCray, R. (1996). *Fundamentals of Fungal Biology*. Springer.

37. de Hoog, G. S., Guarro, J. (2000). Atlas of Clinical Fungi (2e éd.). Centraalbureau voor Schimmelcultures.
38. de la Haba, R. R., Sánchez-Porro, C., Marquez, M. C., Ventosa, A. (2011). Taxonomy of halophiles. In A. Ventosa, A. Oren, Y. Ma (Eds.), Halophiles and hypersaline environments: Current research and future trends (pp. 255–308). Springer.
39. Delhalle, L., Daube, G., Adolphe, Y., Crevecœur, S., Clinquart, A. (2012). Les modèles de croissance en microbiologie prévisionnelle pour la maîtrise de la sécurité des aliments (synthèse bibliographique). Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement, 16 (3), 369–381.
40. Delphine, M. (2012). Exposition aux moisissures en environnement intérieur : méthodes de mesure et impacts sur la santé [Thèse de doctorat, Université de Rennes 1].
41. Demnati, F. (2013). Biodiversité et enjeux socio-économiques des lacs salés (Chotts et Sebkhass) d'Algérie : Cas du Chott Merouane et Melghir [Thèse de doctorat en sciences agronomiques, Université Mohamed Khider Biskra].
42. Dixit, R., Malaviya, D., Pandiyan, K., Singh, U. B., Sahu, A., Shukla, R., Singh, B. P., Rai, J. P., Sharma, P. K., Lade, H. (2015). Bioremediation of heavy metals from soil and aquatic environment: An overview of principles and criteria of fundamental processes. Sustainability, 7 (2), 2189–2212.
43. Djili, K., Daoud, Y. (2000). Influence des hauteurs des précipitations sur la répartition du calcaire et du pourcentage de sodium échangeable dans les sols du Nord de l'Algérie. Sécheresse, 11 (1), 37–43.
44. Douaïk, A. (2005). Variabilité spatiale de la salinité et sa relation avec certaines caractéristiques des sols de la plaine du Bas Chéliff [Mémoire de Magister, Institut National Agronomique].
45. Duchaufour, P. (1997). Pédologie : Sol, végétation, environnement (4e éd.). Masson.
46. Durand, J. H. (1983). Les sols irrigables. Agence de coopération culturelle et technique / Presses Universitaires de France.
47. El-Meleigy, M. A., Hoseiny, E. N., Ahmed, S. A., Al-Hoseiny, A. M. (2010). Isolation, identification, morphogenesis and ultrastructure of obligate halophilic fungi. Journal of Applied Sciences and Environmental Sanitation, 5 (2), 189–200.

48. Faure, B. (1987). Les sols salés et sodiques. ORSTOM.
49. Foucault, A., Raoult, J.-F. (1984). Dictionnaire de géologie. Masson.
50. Futura Planète. (2009, novembre 19). Sebkha : qu'est-ce que c'est ? Futura Sciences.
<https://www.futura-sciences.com/planete/definitions/geologie-sebkha-11807/>
51. Galinski, E. A. (1995). Osmoadaptation in bacteria. *Advances in Microbial Physiology*, 37, 272–328.
52. Genevès, L. (1992). Les champignons : Structure, reproduction et classification. Masson.
53. Gerday, C., Glansdorff, N. (2007). *Physiology and biochemistry of extremophiles*. ASM Press.
54. Ghai, R., Pašić, L., Fernández, A. B., Martin-Cuadrado, A. B., Mizuno, C. M., McMahon, K. D., Rodríguez-Valera, F. (2011). New abundant microbial groups in aquatic hypersaline environments. *Scientific Reports*, 1, 135.
55. Ghorri, S. (2015). Isolement des microorganismes possédant une activité anti-Fusarium [Thèse de doctorat, Université Frères Mentouri Constantine 1].
56. Gostinčar, C., Lenassi, M., Gunde-Cimerman, N., Plemenitaš, A. (2011). Fungal adaptation to extremely high salt concentrations. In S. Sariaslani G. M. Gadd (Eds.), *Advances in Applied Microbiology* (Vol. 77, pp. 71–96). Academic Press.
57. Grant, W. D. (2004). Life at low water activity. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 359 (1448), 1249–1267.
58. Grant, W. D. (2004). Life at low water activity. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 359, 1249-1267.
59. Gregory, P. J. (2005). *Plant Roots: Growth, Activity and Interactions with Soils*. Blackwell Publishing.
60. Guan, T.-W., Tang, S.-K., Wang, Y., Chen, Y.-G., Lee, J.-C., Kim, C.-J., Li, W.-J. (2011). Haloactinopolyspora and related halophilic actinobacteria: Taxonomic and ecological insights. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 61, 150–159.

61. Gunde-Cimerman, N., Butinar, L., Sonjak, S., Turk, M., Uršič, V., Zalar, P., Plemenitaš, A. (2005). Halotolerant and halophilic fungi from coastal environment in the Arctics. In N. Gunde-Cimerman, A. Oren, A. Plemenitaš (Eds.), *Adaptation to life at high salt concentrations in Archaea, Bacteria and Eucarya* (pp. 397–423). Springer.
62. Gunde-Cimerman, N., Ramos, J., Plemenitaš, A. (2009). Halotolerant and halophilic fungi. *Mycological Research*, 113 (11), 1231–1241.
63. Gunde-Cimerman, N., Zalar, P., de Hoog, S., Plemenitaš, A. (2000). Hypersaline waters in salterns—Natural ecological niches for halophilic black yeasts. *FEMS Microbiology Ecology*, 32 (3), 235–240.
64. Hacini, M., Zatout, M., Kadri, M. M., Haddane, A., Khabaz, M. E. G., Guerred, H., Bellaoueur, A., Lamini, A. (2006). Les chotts et les Sebkhas : un patrimoine minier et environnemental en voie de dégradation. Université Kasdi Merbah Ouargla, Laboratoire de Géologie du Sahara.
65. Halitim, A. (1973). *Les sols salés et leur mise en valeur*. Office des Publications Universitaires (OPU).
66. Hawksworth, D. L., Kirk, P. M., Sutton, B., Pegler, D. N. (1995). *Dictionary of the Fungi* (8th ed.). CAB International.
67. Hernández, J. A., Jiménez, A., Mullineaux, P., Sevilla, F. (2000). Tolerance of pea (*Pisum sativum* L.) to long-term salt stress is associated with induction of antioxidant defenses. *Plant, Cell Environment*, 23 (8), 853–862.
68. Hmad, I. B., Gargouri, A. (2024). Halophilic filamentous fungi and their enzymes: Potential biotechnological applications. *Journal of Biotechnology*, 381, 11–18.
69. Hocking, A. D. (2008). *Fungi and food spoilage*. Springer.
70. Hussain, M., Al-Shaibani, A., Al-Ramadan, K., Wood, W. W. (2020). Geochemistry and isotopic analysis of brines in the coastal sabkhas, Eastern region, Kingdom of Saudi Arabia. *Journal of Arid Environments*, 178, 104142.
71. Indge, B. (2004). *La biologie de A à Z. 1100 définitions*. Dunod.

72. Jean-Pierre Perthuisot. (1981). Les vicissitudes conceptuelles sur la genèse d'un bassin salin : la Sebkha el Melah (Tunisie). Travaux du Comité français d'Histoire de la Géologie, 1ère série(39), 49–58.
73. Jitprasitporn, N., Che-Alee, N. (2023). Isolation and characterization of halophilic and halotolerant fungi from man-made solar salterns in Pattani Province, Thailand. PLoS ONE, 18 (3), e0281623.
74. Joly, F. (1997). Glossaire de géomorphologie : Base de données sémiologiques pour la cartographie. Masson / Armand Colin.
75. Joly, F. (2006). Dictionnaire de géographie physique. Armand Colin.
76. Joo, W. H., Kim, Y. J. (2005). Proteomic analysis of the extremely halophilic archaeon *Halobacterium salinarum*. Journal of Bacteriology, 187 (3), 1105–1113.
77. Kacem, M. (2006). Étude multidisciplinaire de la Sebkha d'Oran (Ouest algérien) [Thèse de doctorat en Sciences de la Terre, Université d'Oran].
78. Kachour, L. (2004). Identification des moisissures isolées à partir des eaux du lac Oubeira (PNEK) et impact des eaux usées sur leur diversité [Mémoire de Magister en Microbiologie, Université Badji Mokhtar Annaba].
79. Kharroub, K. (2007). Identification et étude moléculaire des bactéries et des archéobactéries aérobies halophiles de la sebkha Ezzemoul (Ain M'Lila) [Thèse de doctorat, Université Mentouri-Constantine].
80. Kinsman, D. J. J. (1969). Modes of formation, sedimentary associations, and diagnostic features of shallow-water and supratidal evaporites. AAPG Bulletin, 53 (4), 830–840.
81. Kis-Papo, T., Oren, A., Wasser, S. P., Nevo, E. (2003). Survival of filamentous fungi in hypersaline Dead Sea water. Microbial Ecology, 45 (2), 183–190.
82. Koopmanschap, E., van der Valk, M., van der Wulp, S. (2011). Ramsar Sites Information Service: Algeria Wetlands Overview. Wageningen: Wetlands International.
83. Kopytina, N. I. (2019). Fungi of the Black Sea basin: Directions and perspectives of research. Marine Biology, 4 (1), 15–33.
84. Kwon-Chung, K. J., Bennett, J. E. (1992). Medical Mycology. Lea Febiger.

85. Lacoste, A., Salanon, R. (2001). *Élément de biogéographie et d'écologie*. Nathan Université.
86. Linas, M. D., Morassin, B., Recco, P. (1998). Actualités sur *Alternaria*: Écologie. *Revue française d'allergologie et d'immunologie clinique*, 38 (4), 349–355.
87. Litchfield, C. D., Gillevet, P. M. (2002). Microbial diversity and complexity in hypersaline environments: A preliminary assessment. *Journal of Industrial Microbiology Biotechnology*, 28 (1), 48–55.
88. Liu, P., Lin, A., Zhang, G., Zhang, J., Chen, Y., Shen, T., Zhao, J., Wei, D., Wang, W. (2019). Enhancement of cellulase production in *Trichoderma reesei* RUT-C30 by comparative genomic screening. *Microbial Cell Factories*, 18 (1), 81.
89. Luning, P. A., Devlieghere, F., Verhé, R. (2007). *Safety in the agri-food chain*. Wageningen Academic.
90. Lutzoni, F., Kauff, F., Cox, C. J., McLaughlin, D., Celio, G., Dentinger, B., Padamsee, M. (2004). Assembling the fungal tree of life: Progress, classification, and evolution of subcellular traits. *American Journal of Botany*, 91 (10), 1446–1480.
91. Madern, D., Ebel, C., Zaccai, G. (2000). Halophilic adaptation of enzymes. *Extremophiles*, 4 (2), 91–98.
92. Magan, N., & Aldred, D. (2007). Post-harvest control strategies: Minimizing mycotoxins in the food chain. *International Journal of Food Microbiology*, 119, 131-139.
93. Mahowald, N. M., Bryant, R. G., del Corral, J., Steinberger, L. (2003). Ephemeral lakes and desert dust sources. *Geophysical Research Letters*, 30 (2).
94. Marouf, A., Reynaud, J. (2007). *La botanique de A à Z: 1 662 définitions*. Dunod.
95. Mekki, F. (2021). *Étude géologique et environnementale de la Sebkhha de Nâama : Modèle de fonctionnement d'un système endoréique sous climat aride (Algérie Sud Ouest) [Mémoire de Magister, Université d'Oran 2 Mohamed Ben Ahmed]*.
96. Meradji, A. (2020/2021). *Introduction à la mycologie [Support pédagogique]*. Faculté de Médecine de Constantine 3, Département de Pharmacie, Université Saleh Boubnider Constantine 3.

97. Metzmacher, M. (1975). Sebkha d'Arzew (Algérie) : vue d'ensemble du lac salé [Photographie]. Wikimedia Commons.
98. Mohammed, W. S., Hozzein, W. N., Abu-Elsaad, N. M., Wadaan, M. A. (2018). Diversity of halophilic and halotolerant actinobacteria in saline environments and their biotechnological potential. *Journal of Advanced Research*, 10, 1–15.
99. Molitoris, H. P., Buchalo, A. S., Kurchenko, I., Nevo, E., Rawal, B. S., Wasser, S. P., Oren, A. (2000). Physiological diversity of the first filamentous fungi isolated from the hypersaline Dead Sea. *Fungal Diversity*, 5, 55–70.
100. Moussa, K., Colibaly, D. (2006). Reconstitution climatique (du Miocène à l'Actuel) du littoral oranais, à travers l'étude des argiles caractéristiques du transect Misserghin–Sebkha d'Oran. XIIIe Séminaire National des Sciences de la Terre, Université d'Oran Es Sénia, p. 37.
101. Munns, R., James, R. A., Läuchli, A. (2006). Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *Journal of Experimental Botany*, 57 (5), 1025–1043.
102. Narasingarao, P., Podell, S., Ugalde, J. A., Brochier-Armanet, C., Emerson, J. B., Brooks, J. J., Heidelberg, K. B., Allen, E. E. (2012). De novo metagenomic assembly reveals abundant novel major lineage of Archaea in hypersaline microbial communities. *ISME Journal*, 6, 81–93.
103. Nasraoui, B. (2015). Les champignons et pseudo-champignons pathogènes des plantes cultivées. Institut National Agronomique de Tunisie.
104. Nayak, S. S., Gonsalves, V., Nazareth, S. W. (2012). Isolation and salt tolerance of halophilic fungi from mangroves and solar salterns in Goa, India. *International Journal of Molecular Sciences*, 41 (1), 164–172.
105. Nazareth, S., Gonsalves, V. (2014). *Aspergillus penicillioides*—A true halophile existing in hypersaline and polyhaline econiches. *Annals of Microbiology*, 64 (2), 397–402.
106. Nazareth, S., Gonsalves, V., Nayak, S. (2012). A first record of obligate halophilic aspergilli from the Dead Sea. *Indian Journal of Microbiology*, 52 (1), 22–27.
107. Nicklin, J., Graeme Cook, K., Killington, R. A. (2000). L'essentiel en microbiologie. Berti.

108. Nicoletti, R., Salvatore, M. M., Andolfi, A. (2018). Secondary metabolites of mangrove-associated strains of *Talaromyces*. *Marine Drugs*, 16 (1), 12.
109. Nout, M. J. R. (2000). Useful role of fungi in food processing. In *Introduction to food-borne fungi* (pp. 364–374). Centraal Bureau voor Schimmelcultures.
110. Nwe, N., Stevens, W. F. (2008). Production of chitin and chitosan from shrimp shell waste and their applications. In S. K. Kim (Ed.), *Chitin, chitosan, oligosaccharides and their derivatives: Biological activities and applications* (pp. 3–33). CRC Press.
111. Nwe, N., Stevens, W. F., Tokura, S., Tamura, H. (2008). Characterization of chitin and chitosan-glucan complex extracted from cell wall of fungus *Gongronella butleri* USDB 0201 by enzymatic method. *Enzyme and Microbial Technology*, 42, 242–251.
112. Oren, A. (2002). *Halophilic microorganisms and their environments*. Kluwer Academic Publishers.
113. Oren, A. (2004). Microbial life at high salt concentrations: Phylogenetic and metabolic diversity. *Saline Systems*, 1 (2), 1–13.
114. Oren, A. (2006a). Halophilic microorganisms and their environments. In M. Dworkin (Ed.), *The Prokaryotes* (pp. 263–282). Springer.
115. Oren, A. (2006b). *Halophilic microorganisms and their environments* (Vol. 5). Springer Science and Business Media.
116. Oren, A. (2008). Microbial life at high salt concentrations: Phylogenetic and metabolic diversity. *Saline Systems*, 4 (2), 1–13.
117. Oren, A. (2013). Life at high salt concentrations. In E. Rosenberg et al. (Eds.), *The Prokaryotes* (pp. 421–440). Springer.
118. Oren, A., Litchfield, C. D., Rodríguez-Valera, F. (1997). The microbiology of hypersaline environments. *Advances in Microbial Ecology*, 15, 301–338.
119. Ounadjela, A. Z. (2016). *Isolement des microorganismes (actinomycètes et moisissures) [Thèse de doctorat, Université Frères Mentouri Constantine 1]*.
120. Oustani, M. (2006). *Salinité des sols : caractéristiques, effets et méthodes de réhabilitation*. Université Kasdi Merbah Ouargla, Département des Sciences Agronomiques.

121. Patterson, R., Kinsman, D. (1981). Hydrologic framework of a sabkha along Arabian Gulf. AAPG Bulletin, 65 (8), 1457–1475.
122. Paul, S., Bag, S. K., Das, S., Harvill, E. T. (2008). Molecular signature of hypersaline adaptation: Insights from genome and proteome composition of halophilic prokaryotes. Genome Biology, 9 (4), R70.
123. Pérez-Llano, Y., Rodríguez-Pupo, E. C., Druzhinina, I. S., Chenthamara, K., Cai, F., Gunde-Cimerman, N., Sánchez-Carbente, M. D. R. (2020). Stress reshapes the physiological response of halophile fungi to salinity. Cells, 9 (3), 525.
124. Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (2009). Fungi and food spoilage (3rd ed.). Springer.
125. Pitt, J. I., Hocking, A. D. (2009). Fungi and food spoilage (3rd ed.). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-0-387-92207-2>
126. Poitevin, B., Anras, L., Blachier, P., Hussenot, J., Lagardère, J.-P., Lapouyade, P., Massé, J., Rigaud, C. (2004). Les marais salés atlantiques, mieux connaître pour mieux gérer. Cahier technique, 1–76.
127. Prescott, L. M., Harley, J. P., Klein, D. A. (1995). Microbiologie (2e éd.). Deboeck-Wesmael.
128. Raven, P. H., Evert, R. F., Eichhorn, S. E. (2000). Biology of plants (6e éd.). W. H. Freeman and Company.
129. Roberts, M. F. (2005). Organic compatible solutes of halotolerant and halophilic microorganisms. Saline Systems, 1 (5), 1–30.
130. Robinson, B. W., Gunatilaka, A. (1991). Stable isotope studies and the hydrological regime of sabkhas in southern Kuwait, Arabian Gulf. Sedimentary Geology, 73 (2–4), 141–159.
131. Rogers, M. E., Craig, A. D., Munns, R., Colmer, T. D., Nichols, P. G. H., Malcolm, C. V., Barrett-Lennard, E. G., Brown, A. J., Semple, W. S., Evans, P. M., Cowley, K., Hughes, S. J., Snowball, R., Bennett, S. J., Sweeney, G. C., Dear, B. S., Ewing, M. A. (2005). The potential for developing fodder plants for the salt-affected areas of southern and eastern Australia: An overview. Australian Journal of Experimental Agriculture, 45 (3), 301–329.

132. Ross, T., Dalgaard, P. (2003). Modelling microbial responses in food: Secondary models. In *Modeling microbial responses in food* (pp. 63–150). CRC Press.
133. Saeed, W., Shouakar-Stash, O., Parker, B., Unger, A., Wood, W. (2020). Groundwater and solute budget (A case study from Sabkha Matti, Saudi Arabia). *Hydrology*, 7 (4), 94.
134. Saeed, W., Shouakar-Stash, O., Unger, A., Wood, W. W., Parker, B. (2021). Chemical evolution of an inland sabkha: A case study from Sabkha Matti, Saudi Arabia. *Hydrogeology Journal*. Advance online publication.
135. Samraoui, B., Samraoui, F. (2008). An ornithological survey of Algerian wetlands: Important Bird Areas, Ramsar sites and threatened species. *Wildfowl*, 58, 21–36.
136. Samson, R. A., et al. (2010). Food and indoor fungi. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre.
137. Sanaa, M. (2002). Microbiologie prévisionnelle : principaux modèles de croissance utilisés en appréciation quantitative des risques. *Épidémiologie et Santé Animale*, 41, 169–177.
138. Sarah, B. (2011). Identification des moisissures et de leurs métabolites secondaires colonisant des supports papiers. Évaluation de la toxicité sur des cellules épithéliales respiratoires in vitro [Thèse de doctorat, Université Paris EST].
139. Senal, J., Fraselle, J., Impens, R., Kummert, J., Lepoivre, Ph., Meulmans, M., Seilleur, P., Vandeviken, J., Viseur, J. (1993). *Traité de pathologie végétale*. Gembloux.
140. Shiladitya, D., Pariya, D. (2012). Halophiles. In *Encyclopedia of Life Sciences*. John Wiley Sons.
141. Śliżewska, W., Struszczyk-Świta, K., Marchut-Mikołajczyk, O. (2022). Metabolic potential of halophilic filamentous fungi—Current perspective. *International Journal of Molecular Sciences*, 23 (8), 4189.
142. Stengel, P., Gelin, S., Saby, N. (2009). *Les sols : propriétés, fonctions et usages*. Éditions Quae.
143. Stone, A. E. C. (1967). Salt lakes and their geomorphological significance. *Journal of Sedimentary Petrology*, 37 (3), 1120–1135.

144. Stone, R. O. (1967). Salt lakes of the Sahara. *Geographical Review*, 57 (4), 543–560.
145. Su, C., Jiang, L. Q., Zhang, W. J. (2014). A review on heavy metal contamination in the soil worldwide: Situation, impact and remediation techniques. *Environmental Skeptics and Critics*, 3 (2), 24–38.
146. Sumner, M. E. (2000). *Handbook of soil science*. CRC Press.
147. Sutton, D. A., Fothergill, A. W., Rinaldi, M. G. (1998). *Guide to Clinically Significant Fungi*. Williams Wilkins.
148. Tabet, A. (1999). Salinité des sols : caractéristiques, origine et impacts sur les propriétés édaphiques [Polycopié de cours]. Université d'Oran, Département des Sciences de la Terre.
149. Tang, S.-K., Zhi, X.-Y., Wang, Y., Wu, J.-Y., Lee, J.-C., Kim, C.-J., Lou, K., Xu, L.-H., Li, W.-J. (2010). *Haloactinobacterium album* gen. nov., sp. nov., a halophilic actinobacterium, and proposal of Ruaniaceae fam. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 60, 2113–2119.
150. Tanji, K. K. (1990). The nature and extent of agricultural salinity problems. In ASCE manuals and reports on engineering practice (No. 71, pp. 1–17). American Society of Civil Engineers.
151. Tanji, K. K. (1996). *Agricultural salinity assessment and management*. American Society of Civil Engineers.
152. Turk, M., Montiel, V., Žigon, D., Plemenitaš, A., Ramos, J. (2007). Plasma membrane composition of *Debaryomyces hansenii* adapt

Annex

➤ Méthode générale de préparation

Les différents milieux ont été préparés dans un volume final de 250 mL. Les constituants du milieu ont été dissous dans environ 200 mL d'eau distillée, puis chauffés sous agitation jusqu'à dissolution complète. Le volume a ensuite été ajusté à 250 mL avec de l'eau distillée. Les milieux ont été stérilisés à l'autoclave à 121 °C pendant 20 min.

Pour les milieux PDA, un extrait de pomme de terre a été préparé à partir de 50 g de pommes de terre bouillies pendant 30 min, puis filtré avant l'ajout des autres constituants.

➤ Composition des milieux PDA

Milieux	Pommes de terre (g)	Dextrose (g)	Agar (g)	NaCl (g)	Volume final (mL)
PDA	50	5	5	0	250
PDA + 5 % NaCl	50	5	5	12,5	250
PDA + 10 % NaCl	50	5	5	25	250
PDA + 15 % NaCl	50	5	5	37,5	250
PDA + 20 % NaCl	50	5	5	50	250

➤ Composition des milieux CDA

Paramètres	CDA + 10 % NaCl	CDA + 15 % NaCl
Saccharose (g)	7,5	7,5
Nitrate de sodium (NaNO ₃) (g)	0,5	0,5
Phosphate monopotassique (KH ₂ PO ₄) (g)	0,25	0,25
Chlorure de potassium (KCl) (g)	0,125	0,125
Sulfate de magnésium (MgSO ₄) (g)	0,125	0,125
Sulfate de fer (FeSO ₄) (g)	0,0025	0,0025
Agar (g)	3,75	3,75
Chlorure de sodium (NaCl) (g)	25	37,5
Volume final (mL)	250	250