



*République Algérienne Démocratique et Populaire Ministère
de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique*

Université Abou Bekr Belkaïd – Tlemcen -



*Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et Sciences de
la Terre et de l'Univers*

Département de Biologie

Laboratoire des produits naturels (LAPRONA)

Mémoire

Présenté par

Melle HAMEL Samira

Melle AMGHAR Sarah

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER en Sciences Biologiques

Option : Microbiologie et contrôle de qualité

Thème

**Isolement et identification des champignons et actinomycètes
marins à partir des sédiments de la plage de Malous et mise en
évidence de leurs pouvoirs antimicrobien et antioxydant**

Soutenue le 30/06/2025, devant le jury composé de :

Président **Mr REBIAHI Sid Ahmed**

Pr Université de Tlemcen

Encadrant **M. BELYAGOUBI Larbi**

Pr Université de Tlemcen

Co-Encadrante **Mme BELYAGOUBI-BENHAMMOU Nabila**

Pr Université de Tlemcen

Examinatrice **Mme BOUBLENZ A Nesrine**

M.C.A Université de Tlemcen

Année universitaire : 2024/2025

Remerciement

Nous remercions avant tout Allah tout puissant, de nous avoir guidé toutes les années d'étude et de nous avoir donné la volonté, la patience et le courage pour terminer ce travail.

Nous tenons à exprimer notre reconnaissance la plus sincère à Monsieur le Professeur Belyagoubi Larbi, qui nous a fait l'honneur de proposer ce sujet de mémoire et d'assurer son encadrement avec une patience, une disponibilité et un soutien sans faille. Sa confiance et ses conseils éclairés ont été essentiels à la réalisation de ce travail.

Nous exprimons toute notre gratitude à Madame la Professeure Belyagoubi-Benhammou Nabila pour son accompagnement précieux et son soutien constant, notamment lors de la partie pratique de ce travail.

Nos remerciements chaleureux s'adressent également à Monsieur Rebiahi Sid Ahmed, pour avoir accepté de présider le jury de soutenance.

Nous remercions aussi Madame Boublenza Nesrine d'avoir bien voulu évaluer ce mémoire et d'avoir consacré de son temps pour en examiner le contenu.

Nous exprimons notre profonde reconnaissance à Madame Benguedda-Rahal Wacila, notre invitée d'honneur, pour sa présence appréciée et son soutien moral, qui ont été pour nous un réel encouragement.

Nous remercions sincèrement les ingénieurs du LAPRONA ainsi que toute l'équipe du laboratoire de microbiologie pour leur accueil, leur assistance technique et leurs conseils avisés qui ont grandement facilité notre travail de recherche.

Nous tenons également à remercier sincèrement l'ensemble des enseignants de la formation en microbiologie pour la qualité de leur enseignement, leur engagement et leur bienveillance tout au long de notre parcours universitaire.

Enfin, nous adressons nos remerciements à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire, par leur aide, leurs encouragements ou leurs conseils.

Dédicace

C'est avec profonde gratitude et sincères mots, que je dédie ce modeste travail de fin d'étude à mes parents, pour leur amour, leurs prières, leur patience et leur soutien constant tout au long de mon parcours. Que dieu les protège.

À mes deux sœurs Amel et Souad et à mon frère Samir, pour leur patience et leurs encouragements inestimables. Qu'Allah les protège.

A mon binôme Sarah avec qui j'ai passé l'une des meilleures années durant mon cursus universitaire.

Et à toutes celles et ceux, de près ou de loin, qui ont cru en moi et m'ont soutenu à chaque étape.

Samira

Dédicace

Je dédie ce travail à :

Mes chers parents pour la patience et l'encouragement qu'ils ont constamment montré, que ce travail soit la récompense de tous leurs sacrifices, que dieu les protège et les garde. Je ne dirais jamais assez pour exprimer mon amour et mes remerciements : Merci ma très chère mère et mon très cher père.

Mes frères et ma petite sœur.

Tout ma famille chacun par son nom.

Mon très chère amie ma binôme Samira.

Ceux qui m'aiment et me respectent de près ou de loin.

Sarah

الملخص

تُعتبر الرواسب البحرية، الغنية بالتنوع الميكروبي، مصدرًا واعدًا للكائنات الحية الدقيقة المنتجة للجزيئات النشطة بيولوجيًا. يندرج هذا العمل ضمن إطار تهمين التنوع البيولوجي الميكروبي البحري كمصدر محتمل لجزيئات نشطة بيولوجيًا جديدة.

ركزت الدراسة على عزل وتحديد الفطريات والأكتينومييسيتات من رواسب بحرية جُمعت من شاطئ مالوس (ولاية تلمسان)، بالإضافة إلى تقييم قدرتها المضادة للميكروبات باستخدام طريقتي أسطوانة الأجار والحفر، ونشاطها المضاد للأكسدة من خلال اختزال الجذر الحر DPPH.

تم عزل عشر سلالات فطرية وثلاث سلالات من الأكتينومييسيتات. وقد أظهرت التحاليل الماكروسكوبية والمجهريّة والكيميائية الحيوية هيمنة جنس *Penicillium* بين الفطريات، وجنس *Streptomyces* بين الأكتينومييسيتات. فيما يخص النشاط المضاد للبكتيريا، أظهرت النتائج أن السلالة SM10 قدمت أوسع نشاط ضد *Bacillus cereus* بقطر تثبيط بلغ 17 مم، بينما كانت السلالة SM4 الوحيدة القادرة على تثبيط *Candida albicans* كما أظهرت السلالة SM3 طيفًا واسعًا من النشاط المضاد للميكروبات ضد البكتيريا المختبرة، مع مناطق تثبيط تراوحت بين 6 و15 مم. أما بالنسبة للنشاط المضاد للأكسدة، فقد أظهرت مستخلصات سلالات *Streptomyces* SM1 و SM2 و SM3 نشاطًا متوسطًا، بنسب تثبيط بلغت على التوالي 13.852%، و6.086%، و11.716% عند تركيز 2 ملغم/مل.

تؤكد هذه النتائج الأولية على الإمكانيات البيوتكنولوجية للكائنات الحية الدقيقة البحرية كمصدر لمواد جديدة ذات خصائص مضادة للميكروبات ومضادة للأكسدة.

الكلمات المفتاحية: الرواسب البحرية، الفطريات، الأكتينومييسيتات، النشاط المضاد للميكروبات، النشاط المضاد للأكسدة.

Abstract

Marine sediments, rich in microbial diversity, represent a promising source of microorganisms that produce bioactive compounds. This work is part of the valorization of marine microbial biodiversity as a potential source of new bioactive molecules. The study focused on the isolation and identification of fungi and actinomycetes from marine sediments collected at Malous Beach (Tlemcen Province), as well as the evaluation of their antimicrobial potential using the agar cylinder and well diffusion methods, and their antioxidant activity through DPPH free radical scavenging. Ten fungal strains and three actinomycete strains were isolated. Macroscopic, microscopic, and biochemical identification revealed a predominance of the *Penicillium* genus among fungi and *Streptomyces* among actinomycetes. Regarding antibacterial activity, results showed that strain SM10 exhibited the widest activity against *Bacillus cereus* with an inhibition zone of 17 mm, while strain SM4 was the only one to inhibit *Candida albicans*. Strain SM3 showed a broad antimicrobial spectrum against the tested bacteria, with inhibition zones ranging from 6 to 15 mm. For antioxidant activity, extracts from *Streptomyces* strains SM1, SM2, and SM3 showed moderate activity, with inhibition percentages of 13.852%, 6.086%, and 11.716% respectively at a concentration of 2 mg/mL.

These preliminary results confirm *the biotechnological potential of marine microorganisms as a source of new antimicrobial and antioxidant substances*.

Keywords: Marine sediments, Fungi, Actinomycetes, Antimicrobial activity, Antioxidant activity.

Résumé

Les sédiments marins, riches en diversité microbienne, constituent une source prometteuse de micro-organismes producteurs de molécules bioactives. Ce travail s'inscrit dans le cadre de la valorisation de la biodiversité microbienne marine en tant que source potentielle de nouvelles molécules bioactives. L'étude a porté sur l'isolement et l'identification de champignons et d'actinomycètes à partir de sédiments marins prélevés dans la plage Malous (Wilaya de Tlemcen), ainsi que l'évaluation de leurs potentiels antimicrobien par les méthodes de cylindre d'agar et des puis et antioxydant par le piégeage de radical libre DPPH. Dix souches fongiques et trois souches d'actinomycètes ont été isolées. L'identification macroscopique, microscopique et biochimique a révélé une dominance du genre *Penicillium* comme champignon et *Streptomyces* comme actinomycètes. En ce concerne l'activité antibactérienne, les résultats ont montré que la souche SM10 présentait la plus large activité contre *Bacillus cereus* avec un diamètre d'inhibition de 17 mm, tandis que la souche SM4 était la seule à inhiber *Candida albicans*. La souche SM3 a présenté un spectre d'activité antimicrobienne étendu, contre les bactéries testées avec des zones d'inhibition variant entre 6 et 15 mm. Pour l'activité antioxydante, les extraits des souches *Streptomyces* SM1, SM2 et SM3 ont présenté une activité modérée, avec des pourcentages d'inhibition respectifs de 13.852 %, 6.086 et 11.716 % à une concentration de 2 mg/mL.

Ces résultats préliminaires confirment le potentiel biotechnologique des micro-organismes marins comme une source de nouvelles substances antimicrobiennes et antioxydantes.

Mots clés : Sédiments marins, Champignons, Actinomycètes, Activité antimicrobienne, Activité antioxydante.

Liste des figures

Figure 1:Origines des molécules marines décrites entre 2012 et 2014, selon les publications annuelles.	4
Figure 2:Localisation géographique des zones d'échantillonnage.	9
Figure 3:Des échantillons de sédiments marins ont été étudiés en laboratoire.	9
Figure 4:Nombre des souches isolées par milieu de culture.	16
Figure 5:Nombre des souches d'actinomycètes par milieu de culture.	17
Figure 6 :Caractéristiques culturelles des isolats sur milieux ISP6 et ISP7.	21
Figure 7: Résultats des tests biochimiques des isolats d'actinomycètes.	22
Figure 8: Résultat d'activité antimicrobienne et antifongique des souches de <i>Penicillium</i>	23
Figure 9:Activité antimicrobienne des actinomycètes marins contre <i>Bacillus subtilis</i> (A) <i>Candida albicans</i> (B).	24
Figure 10:Activité antimicrobienne et antifongique des actinomycètes.	25
Figure 11:Activité antimicrobienne des <i>Streptomyces</i> marins.	26
Figure 12:Résultat d'activité antioxydante des <i>Streptomyces</i>	27

Liste des tableaux

Tableau 1: Souches employées dans les divers tests d'efficacité antimicrobienne.....	12
Tableau 2 :l'aspect macroscopique et microscopique des isolats.....	18
Tableau 3:Principaux caractères macroscopiques et microscopiques des isolats.....	20
Tableau 4:les caractéristiques culturelles des isolats d'actinomycètes.....	21
Tableau 5 :identification biochimique des isolats.	22

Liste des abréviations

- **ATCC** : American Type Culture Collection.
- **ISP** : International Streptomyces Project.
- **DPPH** : Diphényle - Picryl - Hydrazyl.
- **MH** : Mueller - Hinton.

Table des matières

Remerciement	I
Dédicace.....	II
Dédicace.....	III
المخلص	IV
Abstract.....	V
Résumé	VI
Introduction	1
Généralités	3
Matériel et Méthodes	
1 Collecte des échantillons	9
2. Isolement des champignons et des actinomycètes.....	10
2.1 Isolement des champignons	10
3. Identification des champignons et des actinomycètes	10
3.1 Identification des champignons.....	10
3.2 Identification des actinomycètes	11
3.3 Tests Identification biochimique	11
3.3.1 Hydrolyse de l'amidon	11
3.3.2 Action sur le lait écrémé.....	11
3.3.3 Utilisation de différents substrats carbonés et production de H ₂ S	11
3.3.4 Hydrolyse de la gélatine	11
3.3.5 La production d'indole.....	11
3.3.6 Utilisation du citrate comme seule source de carbone	12
3.3.7 Hydrolyse de caséine	12
4. Évaluation de l'activité antimicrobienne.....	12
4.1 Souches testées	12
4.2 Préparation de l'inoculum	12
4.3 Ensemencement	13
4.4 Criblage par la technique des cylindres d'agar	13
4.5 Criblage par la technique des puits.....	13
4.6 Évaluation de l'activité antioxydante	13
Résultats et Discussion	15
1.Isolement des champignons et d'actinomycètes.....	16
1.1 Isolement des champignons	16
1.2 Isolement des actinomycètes.....	17
2. Identification des champignons et des actinomycètes	17

2.1 Identification des champignons	17
2.2 Identification des actinomycètes	19
2.2.2 Identification biochimique	22
2.4 Activité antimicrobienne des actinomycètes	25
3.3 Activité antioxydante	27
Conclusion et perspectives	28
Références bibliographiques	31
Annexes	41
ملخص	50
Résumé	50
Abstract	50

Introduction

Introduction

La biotechnologie marine, également appelée « biotechnologie bleue », est un champ de recherche émergent aux perspectives prometteuses, jouant un rôle croissant dans la construction d'une société plus durable sur le plan environnemental. En exploitant les ressources biologiques marines à des fins industrielles, médicales et environnementales, elle s'appuie sur la richesse chimique des écosystèmes océaniques pour développer des médicaments, des enzymes, des antibiotiques et des biopolymères. La biodiversité microbienne marine offre ainsi un potentiel considérable pour la découverte de nouveaux traitements, soutenu par des recherches de pointe dans ce domaine (**Fonsêca, 2023**).

De nombreuses études ont démontré que les organismes marins constituent une source particulièrement riche en composés bioactifs, souvent plus diversifiés et originaux que ceux issus du milieu terrestre (**Karthikeyan *et al.*, 2022**). Parmi ces organismes, les microorganismes marins produisent des métabolites secondaires bioactifs présentant des structures chimiques originales, souvent absentes chez les organismes terrestres (**Bhakuni & Rawat, 2005**). Les bactéries et les champignons marins représentent ainsi des sources d'intérêt majeur pour la découverte de nouveaux composés biologiquement actifs.

Ce potentiel est renforcé par les conditions extrêmes dans lesquelles évoluent de nombreuses espèces marines, caractérisées par un froid intense, une obscurité permanente et de fortes pressions. Ces environnements hostiles favorisent l'adaptation et la production de métabolites secondaires originaux et complexes, offrant un potentiel important pour le développement de nouvelles approches thérapeutiques et biotechnologiques (**Debbab *et al.*, 2010**).

Parmi ces ressources, les sédiments marins abritent une diversité importante de microorganismes capables de produire des enzymes d'intérêt industriel, telles que les protéases, essentielles dans les secteurs des détergents, du cuir, des textiles et des produits pharmaceutiques (**Natsir *et al.*, 2024**). L'exploration de la diversité microbienne de ces environnements benthiques a révélé la présence de bactéries, virus et champignons, représentant entre 5 % et 15 % de la biomasse microbienne totale de la planète (**Whitman *et al.*, 1998 ; Roussel *et al.*, 2008 ; Kallmeyer *et al.*, 2009**).

Les sédiments marins algériens présentent à ce titre un intérêt particulier, car ils sont influencés par divers facteurs environnementaux, notamment la taille des grains, les niveaux de contamination et les propriétés physico-chimiques. Des études indiquent que les sédiments du golfe d'Oran sont principalement sableux et graveleux, avec une teneur minimale en boue, et sont affectés de manière significative par la pollution urbaine et industrielle (**Kerfouf & Boucetta, 2022**). Par ailleurs, les activités de dragage dans les eaux algériennes génèrent de

Introduction

grands volumes de sédiments, ce qui nécessite une gestion et une valorisation soigneuses de ces matériaux **(Dehilis *et al.*, 2017)**.

Les environnements peu étudiés, notamment les milieux sahariens et marins, présentent un intérêt particulier du fait de leurs caractéristiques physico-chimiques spécifiques, qui influencent le métabolisme des microorganismes et favorisent la production de composés bioactifs inédits **(Gandhimathi *et al.*, 2008)**. L'exploration de ces nouvelles souches microbiennes constitue un enjeu majeur, particulièrement pour la découverte de molécules innovantes pouvant servir de modèles dans la conception de nouveaux antibiotiques **(Sofia et Boldi, 2006)**.

Depuis la découverte de la pénicilline par Alexander Fleming en 1928, les antibiotiques ont révolutionné la prise en charge des infections. Cependant, leur usage excessif et l'automédication ont favorisé l'émergence de souches bactériennes multi-résistantes. Aujourd'hui, aucune classe d'antibiotiques — naturelle ou synthétique — n'échappe à ce phénomène préoccupant, avec des résistances apparaissant souvent dès les premières années après leur mise sur le marché. Cette situation rend urgente la recherche de nouvelles sources bioactives, en particulier dans le milieu marin **(Fernandez *et al.*, 2011)**.

Bien qu'encore en développement, la biotechnologie marine a déjà permis des avancées notables sur les plans écologique et socio-économique, souvent hors de portée des ressources terrestres **(Abid *et al.*, 2018)**. Elle contribue activement à l'essor de l'économie bleue, un secteur en forte expansion dont le marché a atteint plusieurs milliards de dollars en 2020 **(Role and Prospect of Marine Biotechnology in Blue Economy, 2022)**.

Enfin, les études récentes menées sur les ressources marines algériennes ont révélé un fort potentiel local. Par exemple, une souche de *Streptomyces bacillaris* a montré une activité antifongique prometteuse contre des pathogènes tels que *Candida albicans*, soulignant l'importance de poursuivre l'exploration des ressources marines nationales pour la découverte de nouveaux composés bioactifs **(Boublenza *et al.*, 2024)**.

Généralités

Généralité

Les composés bioactifs issus des organismes marins suscitent un intérêt croissant en raison de leurs multiples propriétés pharmacologiques et de leurs perspectives d'application dans plusieurs domaines, tels que la médecine, les produits nutraceutiques, la cosmétique et l'industrie agroalimentaire. Ces substances se distinguent par une grande diversité d'activités biologiques, incluant notamment des effets anti-inflammatoires, anticancéreux, antiviraux et antibactériens (**Wani & Zahoor, 2024**). La production de ces composés par des micro-organismes marins représente plus de 40 % des molécules marines identifiées (**Blunt *et al.*, 2015, 2016**) (**Figure 01**).

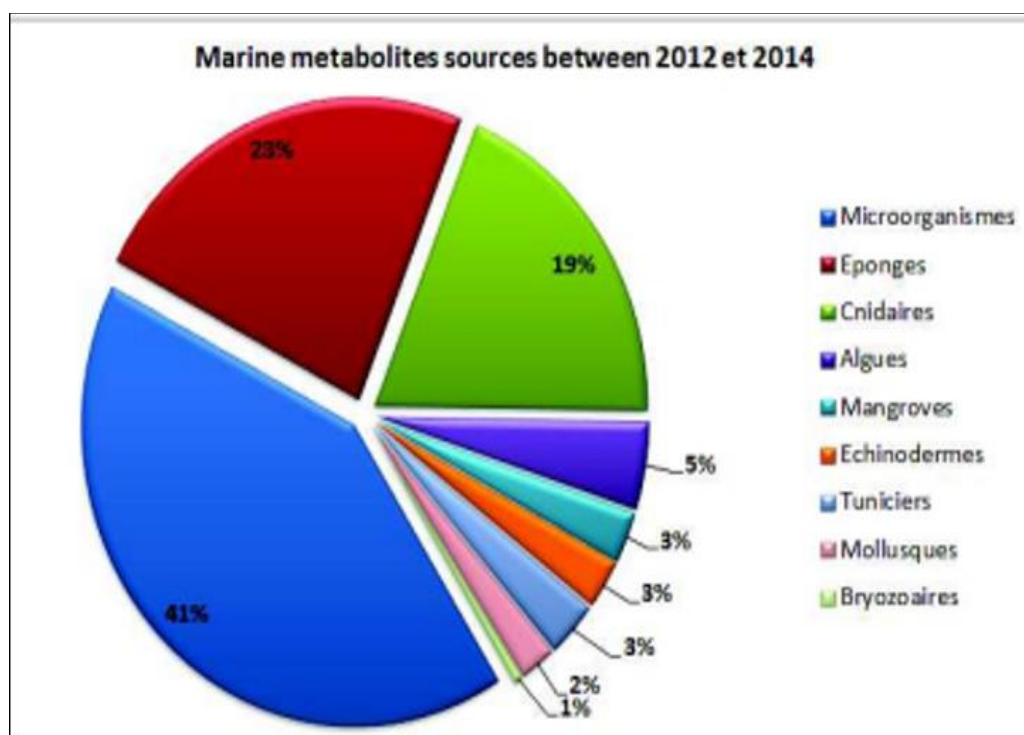


Figure 1:Origines des molécules marines décrites entre 2012 et 2014, selon les publications annuelles (**Navarri, 2016**).

Ces composés tels que les polysaccharides, les peptides, les acides gras polyinsaturés (AGPI) ou encore les phlorotannins sont reconnus pour leur implication significative dans la prise en charge des pathologies associées au mode de vie (**Abbas *et al.*, 2018**). À cela s'ajoutent d'autres métabolites secondaires issus d'organismes marins, qui se distinguent par une grande diversité d'activités biologiques, renforçant leur potentiel thérapeutique. Par exemple, l'astaxanthine et la fucoxanthine présentent une activité antioxydante puissante, utile dans la prévention du stress oxydatif et des maladies qui en découlent (**Kachhwaha *al.*, 2022**).

Généralité

D'autres composés comme les sécuramines et les stérols se sont révélés cytotoxiques vis-à-vis de plusieurs lignées cellulaires cancéreuses, ce qui en fait des candidats prometteurs dans le développement d'agents anticancéreux (**Veríssimo et al., 2021**). En outre, plusieurs de ces molécules marines présentent des propriétés antimicrobiennes, avec des effets antibactériens et antiviraux significatifs, ouvrant la voie à de nouvelles stratégies thérapeutiques contre les infections (**Caso, 2018**).

De nombreuses molécules bioactives d'origine marine ont été identifiées chez des micro-organismes présents dans divers environnements marins, tels que les sédiments, l'eau de mer, les coraux et leur mucus, ainsi que chez des organismes marins plus complexes comme les mangroves, les éponges, les algues et les herbiers marins (**Padmavathi et al., 2023**).

Une analyse globale des carottes de sédiments révèle que la diversité microbienne présente dans les sédiments marins est comparable à celle observée dans les sols terrestres, avec des estimations variant de 3.28×10^4 à 2.46×10^5 variants de séquences d'amplicons chez les bactéries (**Hoshino et al., 2020**). Cette richesse microbienne se manifeste notamment par la présence d'un large éventail de micro-organismes, parmi lesquels les champignons occupent une place importante. Ces derniers jouent un rôle clé dans la recherche pharmaceutique, en produisant des métabolites secondaires originaux et en s'adaptant à une grande variété de conditions environnementales, y compris à différentes profondeurs marines (**Safwan et al., 2024**).

Les champignons marins sont des micro-organismes eucaryotes qui se développent dans les environnements profonds des sédiments océaniques (**Sobol et al., 2023**). Ils colonisent une grande diversité d'habitats marins et proviennent souvent de champignons facultatifs d'origine terrestre, capables de s'adapter aux conditions particulières du milieu marin (**Mouton et al., 2012**). Ces organismes parviennent à survivre dans des environnements abyssaux caractérisés par des températures très basses, une pression extrême et une absence totale de lumière, en tirant leur énergie de la matière organique issue de la neige marine (**Rojas-Jimenez et al., 2020**). Ils se composent majoritairement de formes filamenteuses (68 %) et, dans une moindre mesure, de levures (32 %), appartenant principalement aux phylums Ascomycota et Basidiomycota (**Rédou et al., 2015**). Ils jouent un rôle clé en tant que décomposeurs, symbiotes et agents pathogènes, influençant de manière significative le cycle des nutriments ainsi que la résilience des écosystèmes (**Bunbury-Blanchette & Walker, 2019**).

Les travaux antérieurs ont montré que *Trichoderma harzianum* et *Penicillium crustosum* sont isolés à partir des sédiments des fjords chiliens (**Ahumada-Rudolph et al., 2016**). Une étude

Généralité

menée sur le fleuve Shatt Al-Arab a recensé 141 espèces réparties entre 70 genres, parmi lesquelles *Aspergillus niger*, *Fusarium oxysporum* et *Trichoderma viride* figuraient parmi les plus courantes (**Abdullah & Abbas, 2008**). En raison de conditions extrêmes telles qu'une salinité élevée et une faible luminosité, ces organismes développent des voies métaboliques particulières, ce qui entraîne la production de métabolites secondaires spécifiques (**Pan et al., 2025**). Les sédiments marins se révèlent être une source importante de diversité fongique, des études ayant montré que les champignons peuvent prospérer à différentes profondeurs, des eaux peu profondes jusqu'aux zones abyssales. Ces champignons constituent une source précieuse de métabolites bioactifs, prometteurs pour la découverte de nouveaux médicaments (**Safwan et al., 2024**).

Les actinomycètes, une autre famille caractéristique des sédiments, forment un groupe de bactéries filamenteuses à Gram positif, reconnues pour leur aptitude à produire une vaste gamme de composés bioactifs, notamment des antibiotiques. Adaptés à une grande diversité d'environnements marins, ces micro-organismes sont d'importantes sources de métabolites secondaires, représentant entre 70 et 80 % des substances à activité médicale issues des actinomycètes (**Kumar et al., 2022**). Moins étudiés que leurs homologues terrestres, ils se distinguent par leurs adaptations particulières aux conditions spécifiques du milieu marin (**Balaji et al., 2022**).

Ces micro-organismes présentent une grande diversité, avec l'identification de nombreux genres tels que *Streptomyces*, *Kocuria* et *Micromonospora* dans les sédiments marins (**Xiong et al., 2015**). Ils ont révélé une activité antibactérienne notable. À titre d'exemple, *Streptomyces olivoviridatus* et *S. cyaneus* ont présenté une forte action antimicrobienne, tandis que *S. albogriseolus* s'est distingué par ses puissantes propriétés antioxydantes (**Kumar et al., 2024**).

Ce groupe participe au cycle des nutriments et établit des relations symbiotiques avec les plantes marines et les invertébrés, soulignant ainsi leur rôle écologique essentiel (**Balaji et al., 2022**). Il est considéré comme des saprophytes libres, qui se développent dans une variété d'environnements marins en tirant leur énergie de la matière organique contenue dans les sédiments (**Mohan et al., 2014**).

Selon **Zhiqiang et al. (2015)**, 613 souches ont été isolées, parmi lesquelles 154 ont montré une activité antimicrobienne ciblant des microorganismes résistants aux traitements médicamenteux. La majorité de ces isolats appartiennent notamment au genre *Streptomyces*, connu pour sa production prolifique de métabolites secondaires (**Duncan et al., 2015**).

Généralité

Certaines souches de *Streptomyces*, comme *S. olivovirgatus* et *S. cyaneus*, se sont révélées prometteuses pour leurs activités antimicrobienne, antioxydante et anti-inflammatoire (Shubhro *et al.*, 2024).

L'étude des sédiments marins de Terre-Neuve a révélé une grande diversité d'actinomycètes, majoritairement des *Streptomyces*, dont 41 % présentaient une bioactivité et produisaient des métabolites uniques comme le 1-isopentadécanoïl-3 β -D-glucopyranosyl-X-glycérol et le sungsanpin, soulignant leur potentiel biotechnologique (Duncan *et al.*, 2015).

Des actinomycètes marins isolés près des îles de Gigantes (Iloilo) montrent une activité antibactérienne, notamment contre le *Staphylococcus aureus* multirésistant. La souche DSD011 de *Streptomyces* sp. produit des antibiotiques à base d'angucycline, soulignant le potentiel des sédiments marins comme source d'antibiotiques. (Sabido *et al.*, 2020).

L'objectif de ce travail est d'isoler des souches de champignons et d'actinomycètes marins à partir des sédiments marins au niveau de la plage de Malous, et d'évaluer les activités antimicrobiennes et des antioxydantes de ces souches et leurs extraits. Pour cela, l'isolement et le criblage reposent sur l'utilisation d'une large gamme de milieux de culture ainsi que sur l'emploi de divers microorganismes cibles, incluant des bactéries et la levure *C. albicans*.

Pour atteindre cet objectif, notre travail s'est articulé autour de trois grandes parties :

La première partie est consacrée à des généralités sur les molécules bioactives marine et sur les champignons et les actinomycètes des sédiments marins et leurs importance.

La deuxième partie concerne, les protocoles expérimentaux et les techniques utilisées tout au long de ce travail. A propos de la troisième partie, elle dévoile l'analyse des résultats obtenus, les interprétations et les discussions pour finaliser par une conclusion et des perspectives de recherche.

Matériel et Méthodes

Matériel et méthodes

1 Collecte des échantillons

Dans le but d'approfondir la compréhension de la diversité des champignons et des actinomycètes présents sur les côtes algériennes, et afin de les isoler à partir du milieu marin de la wilaya de Tlemcen, des échantillons de sédiments marins ont été prélevés de manière aseptique et aléatoire à partir de la plage de Malous située à environ 1,5 km à l'est de la plage de Wardania, dans la commune d'Oulhaca El Gheraba, à proximité de Honaine (Wilaya de Tlemcen). Le prélèvement a été effectué le 15/02/2025 (**Figures 02**).

Les échantillons de sédiments ont été récupérés dans des sacs en plastique stériles (**Figure 03**) et stockés immédiatement à 4 °C.

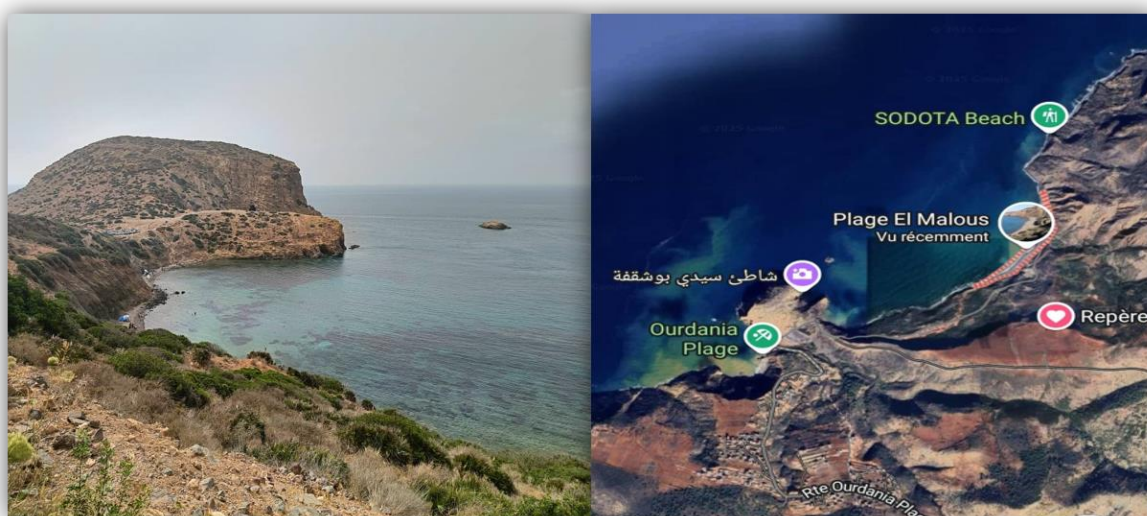


Figure 2:Localisation géographique des zones d'échantillonnage.



Figure 3:Des échantillons de sédiments marins ont été étudiés en laboratoire (photo personnelle, 2025).

Matériel et méthodes

2. Isolement des champignons et des actinomycètes

2.1 Isolement des champignons

L'isolement a été effectué selon la méthode de dilution décimale. Pour ce faire, 10 g de sédiment, a été suspendu dans 90 mL d'eau de mer stérile. Des séries de dilutions ont été préparées, allant de 10^{-1} à 10^{-6} .

Des boîtes de Pétri contenant les milieux PDA, PDAac, PDAr, CDA, CDAr et MEAac (voir Annexes 2) sontensemencées avec 1 mL des dilutions préparées. Après un temps de contact de 10 à 15 minutes, le surnageant est éliminé. Les boîtes sont ensuite incubées pendant 5 à 7 jours à une température de 28 ± 4 °C. L'ajout d'acide lactique (25 %) ou de rose bengal, à raison de 1 à 1,5 mL par flacon d'environ 200 mL, permet d'inhiber la croissance bactérienne. Par ailleurs, le rose bengal ralentit le développement des moisissures à croissance rapide, favorisant ainsi l'isolement des espèces à croissance plus lente.

2.2. Isolement des actinomycètes

L'isolement a été effectué selon la méthode de dilution décimale. Pour ce faire, 10 g de sédiment, a été suspendu dans 90 mL d'eau de mer stérile. Des séries de dilutions ont été préparées, allant de 10^{-1} à 10^{-6} (**Gebreyohannes *et al.*, 2013**). Puis on étale 100 µl de chaque dilution à la surface des milieux de culture : Amidon caséine agar, gélose de gause, ISP2 (**Shirling et Gottlieb, 1966**) (voir annexes). Ces milieux de culture ont été préparés avec l'eau de mer et (50 %) et de l'eau distillée (50 %) puis enrichis par 10 µg/ml d'acide nalidixique et 50 µg/ml de cycloheximide (**Jensen *et al.*, 1991**).

Après l'ensemencement, les boîtes sont incubées à 28 ± 1 °C pendant une période de 2 à 4 semaines et font l'objet d'un suivi régulier (**Belyagoubi 2014**).

3. Identification des champignons et des actinomycètes

3.1 Identification des champignons

L'identification des souches fongiques a été principalement réalisée sur les critères macroscopiques à savoir la texture, et couleur (**Dufresne, 2021**), et microscopiques en basant sur la forme, la couleur

Pour réaliser les observations microscopiques, la technique du scotch a été adopté (**Chabasse, 2002**). Elle consiste à prélever, à l'aide d'un morceau de ruban adhésif, une fraction mycélienne à partir d'une culture jeune, puis à l'appliquer sur une lame contenant une goutte de bleu de coton. Les observations microscopiques sont effectuées aux grossissements $\times 40$ à l'aide d'un microscope.

Matériel et méthodes

3.2 Identification des actinomycètes

Comparable aux champignons, l'identification se fait par des observations morphologiques afin de caractériser la couleur du mycélium aérien et du substrat en utilisant les milieux ISP6 et ISP7 (International *Streptomyces* Project) (Shirling & Gottlieb, 1966). La coloration de Gram a été réalisée pour effectuer les observation microscopique (Cheesbrough, 2010). Un troisième critère a été additionnée qui est l'identification biochimique

3.3 Tests Identification biochimique

3.3.1 Hydrolyse de l'amidon

le test d'hydrolyse de l'amidon est effectué sur une gélose nutritive enrichie à 10 % (m/v) en amidon soluble. Après une incubation de 14 jours à 28 °C, la gélose est traitée avec une solution de Lugol. L'apparition de zones claires autour des colonies révèle une hydrolyse de l'amidon, tandis que les zones contenant encore de l'amidon prennent une coloration brune (Marchal *et al.*,1991).

3.3.2 Action sur le lait écrémé

Des tubes contenant une solution à 10 % (p/v) de lait écrémé en poudre dissous dans de l'eau physiologique sont ensemencés, puis incubés à 30 °C. Des observations régulières effectuées sur une période de 14 jours ont permis de détecter une coagulation et/ou une peptonisation complète du lait, induite par la souche étudiée (Williams & Cross, 1971).

3.3.3 Utilisation de différents substrats carbonés et production de H₂S

Des tubes contenant le milieu TSI (*Triple Sugar Iron*) sont ensemencés par piqure dans la profondeur et en surface, puis incubés à 30 °C pendant une période de 7 à 14 jours (Marchal *et al.*, 1991). Les résultats sont interprétés comme suit :

- Un virage au jaune de la pente indique une utilisation du lactose et/ou du saccharose.
- Un culot jaune traduit une fermentation du glucose.
- La production de H₂S se manifeste par une coloration noire au sein du milieu.

3.3.4 Hydrolyse de la gélatine

Pour évaluer l'hydrolyse de la gélatine, les isolats ont été ensemencés sur des plaques contenant ce substrat, puis incubés à 30 °C durant sept jours. À l'issue de l'incubation, 1 ml de solution de chlorure mercurique a été ajouté sur la surface du milieu afin de mettre en évidence les zones d'hydrolyse (Gebreyohannes *et al.*,2013).

3.3.5 La production d'indole

Pour évaluer la capacité de production d'indole, 4.5 mL d'eau physiologique contenant 4 gouttes de réactif urée-indole sont ensemencés avec la souche à tester. Après une incubation à 30 ± 1 °C pendant 48 heures, 1 mL de la culture est prélevé et traité avec 2 à 3 gouttes de

Matériel et méthodes

réactif de Kovacs. L'apparition d'un anneau rouge vermillon à la surface indique une réaction positive (Marchal & Bourdon, 1991).

3.3.6 Utilisation du citrate comme seule source de carbone

Ce test vise à vérifier si les souches sont capables d'utiliser le citrate comme unique source de carbone. L'inoculation se fait en strie longitudinale sur la pente du milieu de Simmons, suivie d'une incubation à 30 °C. La croissance est surveillée pendant une période allant jusqu'à une semaine (Wauters *et al.*, 2005).

3.3.7 Hydrolyse de caséine

L'activité protéolytique a été évaluée sur une gélose nutritive supplémentée à 5 % de lait écrémé. Après une incubation de 14 jours à 30 °C, les boîtes sont examinées. La présence d'une zone claire autour des colonies indique une hydrolyse de la caséine (Schofield & Schaal, 1981 ; Chaphalkar & Dey, 1996).

4. Évaluation de l'activité antimicrobienne

4.1 Souches testées

Pour le test de l'activité antimicrobienne on utilise des souches bactériennes qui sont référenciées par American type culture collection (ATCC) qui sont mentionnées dans le tableau 01.

Tableau 1: Souches employées dans les divers tests d'efficacité antimicrobienne.

	Microorganismes	Gram	Code
Bactéries	<i>Staphylococcus aureus</i>	Positif	ATCC 29213
	<i>Bacillus subtilis</i>		ATCC 6633
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Négatif	ATCC 27853
	<i>Escherichia coli</i> TEM		ATCC 35218
	<i>Klebsiella pneumoniae</i>		ATCC 700603
Levure	<i>Candida albicans</i>		ATCC 10231

4.2 Préparation de l'inoculum

L'inoculum est préparé à partir de souches cultivées en pré-culture dans un bouillon adapté (BMH pour les bactéries, BS pour les levures). Après incubation (18–24 h à 37 °C pour les bactéries, 24–48 h à 37 °C pour les levures), la turbidité est ajustée au standard McFarland 0.5 à l'aide d'un colorimètre (D.O. = 0.08–0.1 à 625 nm), correspondant à environ $\approx 10^8$ UFC/mL pour les bactéries et $\approx 10^7$ UFC/mL pour les levures. L'ensemencement doit être effectué dans les 15 minutes suivant cette étape (Vitali *et al.*, 2016).

Matériel et méthodes

4.3 Ensemencement

Les boîtes de Pétri, préparées avec une gélose de 4 mm d'épaisseur, sont préincubées à 37 °C pendant 30 minutes pour éliminer l'humidité. Un écouvillon stérile imbibé de la suspension est essoré contre la paroi du tube, puis utilisé pour ensemer toute la surface de la gélose en stries croisées, en tournant la boîte de 60° à chaque passage. Le pourtour est ensuite ensemené, en rechargeant l'écouvillon pour chaque boîte (**Rahal et al., 2008**).

4.4 Criblage par la technique des cylindres d'agar

L'activité antimicrobienne des isolats a été évaluée par la méthode des cylindres d'agar (**Kitouni, 2007 ; Belyagoubi et al., 2018 ; CLSI, 2017**). Après culture sur milieu PDA pour les champignons à 25°C et Bennett pour les actinomycètes à 28 °C pendant 7 jours, des cylindres de 6 mm de diamètre ont été découpés à l'aide d'un emporte-pièce et placés sur des boîtes contenant de la gélose Mueller-Hinton, ensemenés sur des boîtes contenant de la gélose Mueller-Hinton, ensemenée au préalable avec des bactéries indicatrices (10⁶ UFC/mL) ou sur gélose Sabouraud pour la levures (10⁶ UFC/mL). Les boîtes ont été maintenues à 4 °C pendant 2 à 4 heures pour favoriser la diffusion, puis incubées à 37 °C pendant 24 à 48 heures. Les zones d'inhibition ont ensuite été mesurées.

4.5 Criblage par la technique des puits

Le criblage de l'activité antimicrobienne a été réalisé par la technique des puits. Les souches fongiques ont été cultivées dans un bouillon PDAAc à 25 °C pendant 14 jours (**Bosco, 2016**), tandis que les actinomycètes ont été cultivés dans du bouillon Bennett à 28 ± 1 °C pendant 7 jours, avec agitation régulière (**Lemriss et al., 2003 ; Valanarasu et al., 2010**). Des boîtes de Pétri contenant de la gélose Mueller-Hinton préalablement ensemenés avec les bactéries cibles, et de Sabouraud préalablement ensemenés avec la levure *Candida albicans*, ont été perforées avec des puits de 5 à 6 mm de diamètre. Chaque puits a été rempli avec 100 µL de filtrat. Après un repos de 30 minutes à température ambiante, les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 18 à 24 heures pour les bactéries, et à 30 ± 1 °C pendant 48 heures pour *Candida albicans*. Les zones d'inhibition ont ensuite été mesurées. L'ampicilline (10 µg) et la nystatine (10 µL) ont été utilisées comme antibiotiques de référence respectivement pour les bactéries et les levures (**Belyagoubi, 2014**).

4.6 Évaluation de l'activité antioxydante

L'activité antiradicalaire des extraits a été évaluée par la méthode du radical libre DPPH[•], selon le protocole décrit par **Molyneux (2003)**, avec quelques modifications mineures. Un

Matériel et méthodes

volume de 50 µl de l'extrait à 2 mg/ml, a été ajouté à 1950 µl d'une solution éthanolique fraîchement préparée de DPPH (0.025 g/l). Après une incubation de 30 minutes à température ambiante, à l'abri de la lumière, l'absorbance des mélanges a été mesurée à 515 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

Le contrôle négatif a été préparé dans les mêmes conditions, en remplaçant l'extrait par 50 µl d'éthanol, ajoutés à 1950 µl de la solution de DPPH à la même concentration. L'acide ascorbique a été utilisé comme contrôle positif.

Le pourcentage d'inhibition du radical DPPH a été calculé selon la formule suivante :

$$I (\%) = [(AC - AE) / AC] \times 100$$

où : AC : correspond à l'absorbance du contrôle négatif, AE : représente l'absorbance de l'échantillon.

Résultats et Discussion

Résultats et discussion

1. Isolement des champignons et d'actinomycètes

1.1 Isolement des champignons

Au total, 10 souches fongiques ont été isolées à partir des sédiments marins collectés (**Figure 04**).

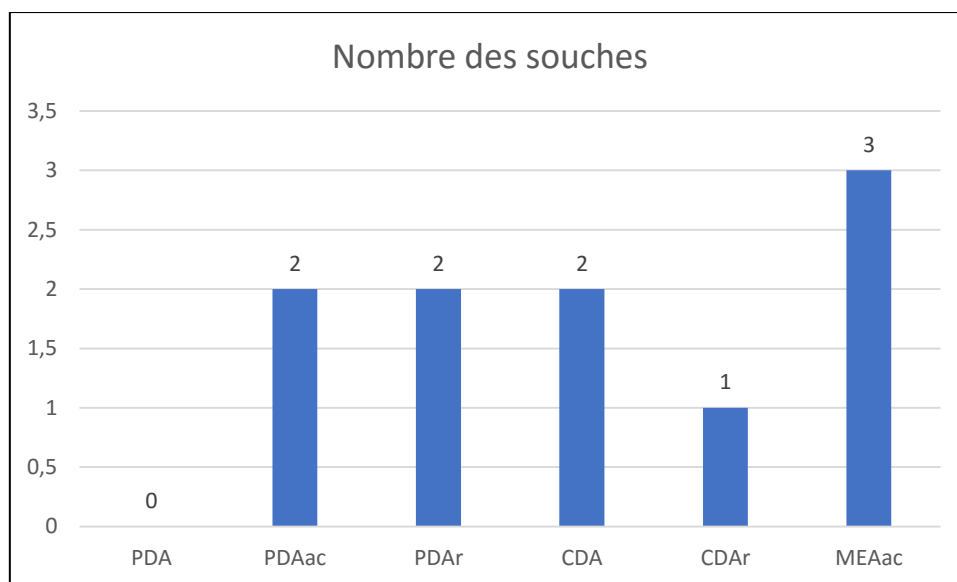


Figure 4:Nombre des souches isolées par milieu de culture.

D'après les résultats obtenus, le milieu de culture le plus favorable à la croissance des champignons marins isolés est le MEAac, avec 3 souches détectées. Ce milieu, riche en nutriments et acidifié, offre des conditions optimales pour le développement des champignons tout en limitant la croissance bactérienne. Ces résultats sont cohérents avec ceux rapportés par Rateb *et al.* (2014), qui montrent que les milieux riches comme le MEA, notamment acidifiés ou préparés avec de l'eau de mer, favorisent significativement l'isolement de champignons marins. De même, Khan et Singh (2023) confirment que les milieux enrichis et sélectifs améliorent la détection des espèces fongiques marines, souvent sensibles à la concurrence bactérienne. À l'inverse, le PDA en milieu standard non modifié n'a favorisé aucune croissance, ce qui rejoint les conclusions de Zhang et al. (2023), selon lesquelles les milieux non modifiés comme le PDA sont peu efficaces sans ajout d'antibiotiques ou d'acidifiants. Ces observations indiquent donc que les champignons marins nécessitent des milieux spécifiques, enrichis et souvent modifiés, pour se développer efficacement en culture.

Résultats et discussion

1.2 Isolement des actinomycètes

Trois souches d'actinomycètes ont été isolées à partir des mêmes sédiments (Figure 05).

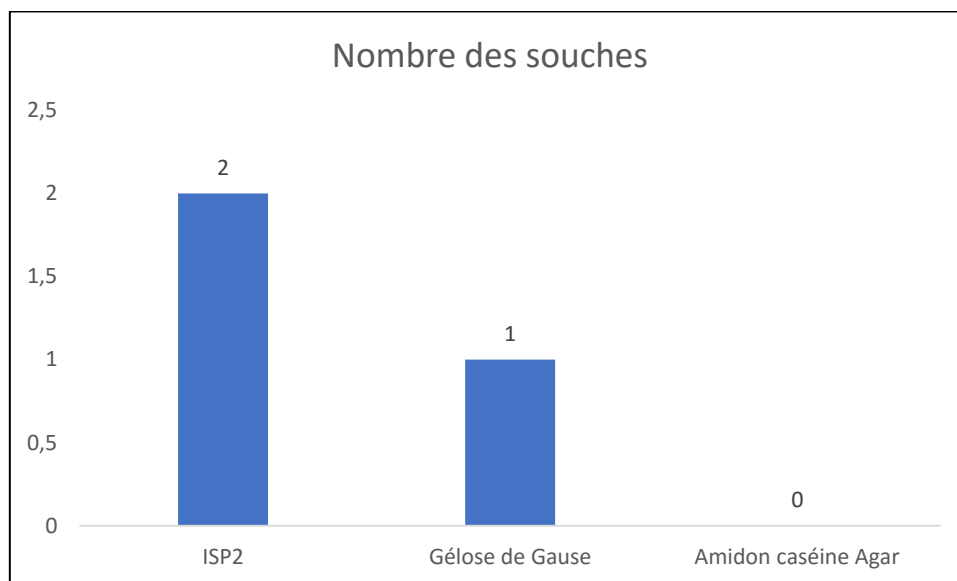


Figure 5: Nombre des souches d'actinomycètes par milieu de culture

Les résultats indiquent que ISP2 s'est révélé être le milieu le plus favorable à l'isolement des actinomycètes marins, avec 2 souches détectées. Ces résultats suggèrent que les composants nutritifs de l'ISP2, notamment l'extrait de levure et le malt, offrent des conditions optimales pour la croissance des actinomycètes marins. Ce constat est en accord avec plusieurs études antérieures où l'ISP2 est considéré comme un excellent milieu d'enrichissement pour les actinomycètes, notamment ceux d'origine terrestre ou marine (**Meenakshi, Hiremath, Meenakshi, & Shivaveerakumar, 2024**).

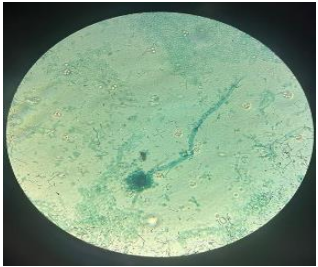
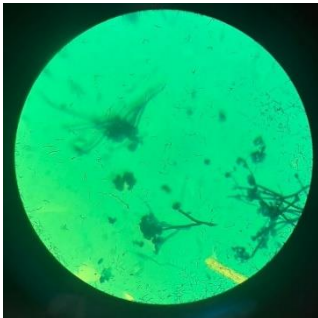
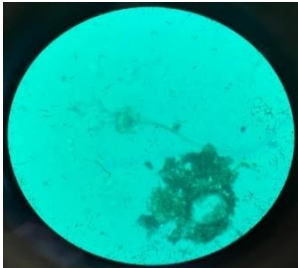
2. Identification des champignons et des actinomycètes

2.1 Identification des champignons

Les caractéristiques macroscopiques et microscopiques des isolats ont été résumées dans le tableau 02 ci-dessous selon le guide **Botton *et al.* (1990)**.

Résultats et discussion

Tableau 2 : l'aspect macroscopique et microscopique des isolats

Code	Milieu de culture	Dilution	Genre	Aspet macroscopique	Aspect microscopique
SM 1	PDAac	10-5	<i>Aspergillus</i>		
SM 5	MEAal	10-2		Une croissance rapide. Mycélium blanc. Texture cotonneuse, évolue vers un aspect poudreux	Mycélium cloisonné. Conidiophores nombreux, non ramifiés Les phialides sont disposées à la surface des vésicules. Les conidies, quant à elles, sont organisées en chaînes divergentes.
SM 9	MEAal	10-3			
SM 3	CDAr	10-1	<i>Penicillium</i>		
SM 4	PDAr	10-2			
SM 6	PDAac	10-3			
SM 7	PDAr	10-1			
SM 10	CDA	10-2			
SM 11	MEAal	10-5	<i>Trichoderma</i>		
SM 12	CDA	10-3		Une colonisation de couleur vert aisée du milieu de culture. Une texture laineuse.	Les isolats présentent des conidiophores Les phialides sont allongées, de forme cylindrique. Les hyphes sont cloisonnés. - Les conidies, de couleur verte, s'accumulent à l'extrémité des phialides.

Résultats et discussion

D'après les observations microscopiques et macroscopiques, les principaux genres identifiés sont *Penicillium*, *Aspergillus* et *Trichoderma*. La répartition et la dominance de ces genres ont prouvé par **Zhang (2013)**. Ces auteurs ont observé sur 16 genres, une prédominance de *Penicillium* (30 %), *Aspergillus* (19 %), *Spicaria* (18 %) et *Trichoderma* (13 %). **Zhang et al. (2018)** ont confirmé ce résultat. Leur abondance pourrait s'expliquer par leur capacité à produire des spores résistantes et à métaboliser des composés organiques variés présents dans les sédiments.

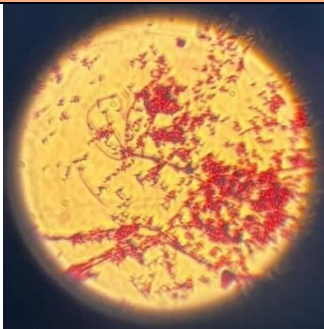
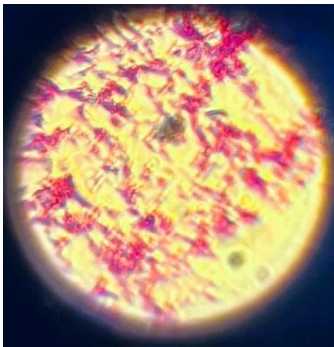
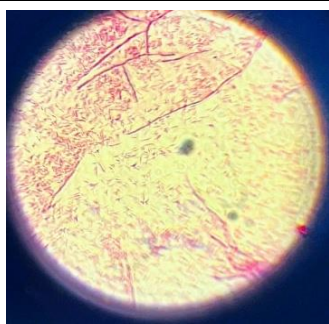
2.2 Identification des actinomycètes

2.2.1 Observations microscopiques et macroscopiques

Les résultats d'identification macroscopique et microscopique des isolats d'actinomycètes sont résumés dans le tableau 03 et les résultats des critères morphologiques est présenté dans le tableau 04 et la figure 06

Résultats et discussion

Tableau 3: Principaux caractères macroscopiques et microscopiques des isolats.

Code	Milieu de culture	Dilution	Aspet macroscopique	Aspet microscopique
SM 1	ISP 2	10^{-3}	 Croissance lente. Mycélium aérien blanc	 Bactérie Gram positive
SM 2	Gélose de Gause	10^{-2}	 Croissance lente. Mycélium aérien blanc.	 Bactérie Gram positive
SM 3	ISP 2	10^{-1}	 Une croissance lente. Mycélium aérien brun clair	 Bactérie Gram positive

Résultats et discussion

Tableau 4: les caractéristiques culturelles des isolats d'actinomycètes.

Souches	Couleur du mycélium aérien		Couleur du mycélium végétatif	
	ISP6	ISP7	ISP6	ISP7
SM 1	Blanchâtre orangé	Jaunâtre avec points Blanchâtre	Blanchâtre	Blanchâtre
SM 2	Blanchâtre	Blanchâtre	Blanchâtre	Blanchâtre
SM 3	Blanchâtre	Blanchâtre	Blanchâtre	Jaunâtre avec points Blanchâtre

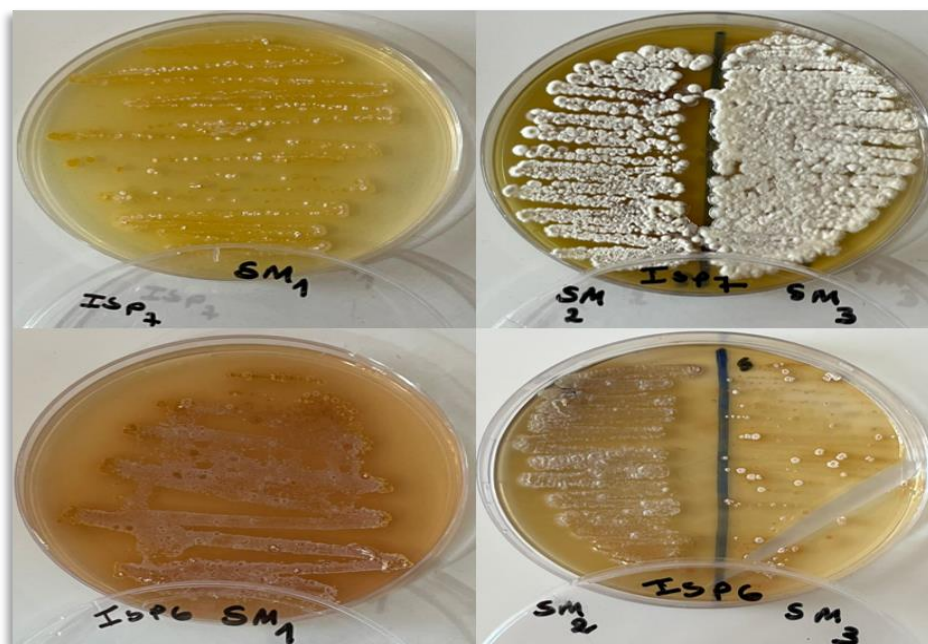


Figure 6 :Caractéristiques culturelles des isolats sur milieux ISP6 et ISP7.

Les caractéristiques culturelles des trois isolats (**Figure 06**) ont été évaluées selon les protocoles de l'*International Streptomyces Project* (ISP) (Shirling & Gottlieb, 1966), en particulier la croissance, la coloration des mycéliums aérien et végétatif sur les milieux ISP6 et ISP7 (**Tableau 04**). L'ensemble des souches a montré le développement des deux types de mycélium.

Résultats et discussion

2.2.2 Identification biochimique

Les résultats obtenus des tests biochimiques sont regroupés dans le tableau 05 (**Figure 07**).

Tableau 5 :identification biochimique des isolats.

Souches	CS	TSI				Amidon	Gélatine	Caséine	Lait écrémé		Production d'indole
		Glucose	Lactose- saccharose	Production H ₂ S	Production gaz				Coagulation	Peptonisation	
SM 1	-	+	+	-	-	+	+	+	+	-	-
SM 2	+	+	+	-	-	+	+	+	+	-	-
SM 3	++	++	++	-	-	+	+	+	+	-	-

C.S : citrate de Simmons, TSI : triple sugar iron, - : absence; + : modérée; ++ : abondante

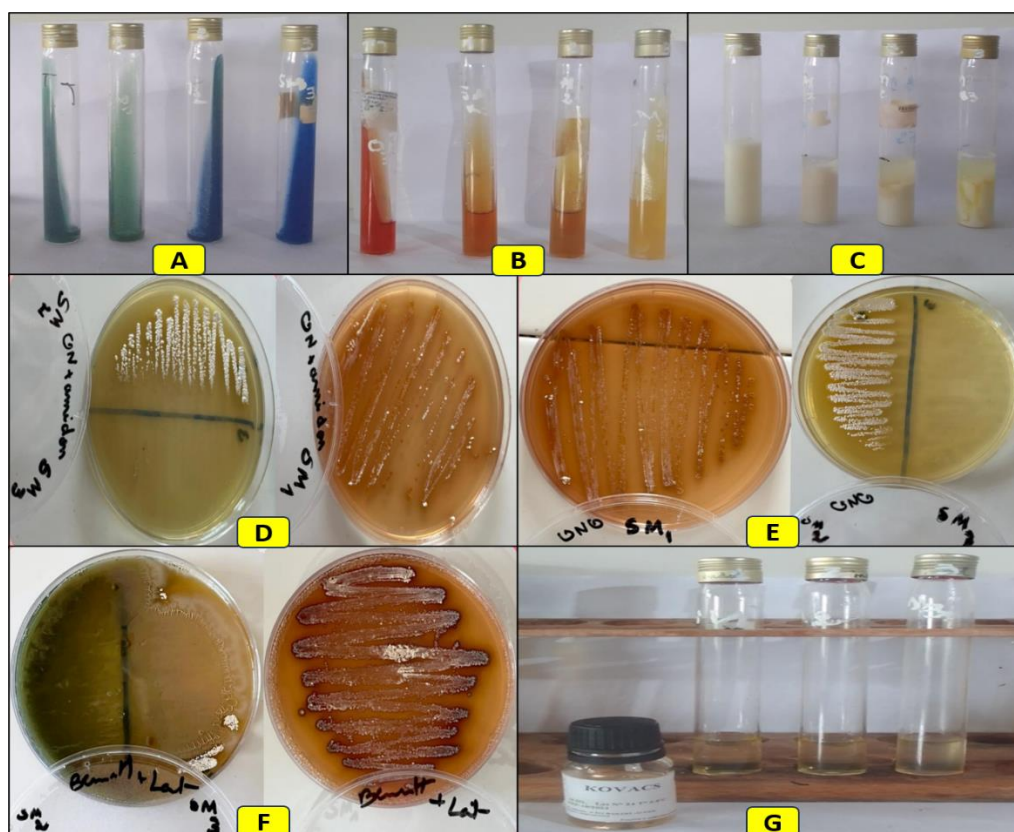


Figure 7: Résultats des tests biochimiques des isolats d'actinomycètes (photo personnelle 2025).

Résultats et discussion

A : Utilisation du citrate comme seule source de carbone, **B** : Utilisation des différents substrats carbonés /Production de H₂S, **C** : Action sur le lait écrémé, **D** : Hydrolyse de l'amidon, **E** : Hydrolyse de gélatine, **F** : Hydrolyse de caséine, **G** : Recherche de la production d'indole

D'après le Tableau 03, les trois souches isolées sont Gram positif. Selon le Tableau 04, elles présentent toutes un mycélium aérien et végétatif, ce qui est caractéristique des actinomycètes. Les résultats du Tableau 05 montrent qu'elles sont capables d'hydrolyser l'amidon, la gélatine et la caséine, qu'elles coagulent le lait écrémé et qu'elles fermentent les trois sucres testés (saccharose, glucose et lactose). De plus, aucune des souches ne produit ni gaz, ni H₂S, ni indole. Enfin, il est à noter que les souches SM2 et SM3 utilisent le citrate de Simmons comme source de carbone, traduisant une capacité métabolique supplémentaire.

Ces caractéristiques morphologiques et biochimiques orientent fortement vers le genre *Streptomyces*. Par ailleurs, la pigmentation observée mycélium aérien blanchâtre pour SM1 et SM2, brun pour SM3 est typique de certaines espèces de *Streptomyces* connues pour leur diversité de pigments. Ces résultats suggèrent donc que les trois souches isolées appartiennent probablement au genre *Streptomyces* (Williams *et al.*, 1983).

2.3 Activité antimicrobienne des champignons

Les résultats de l'activité antimicrobienne sont représentés dans la figure 08.

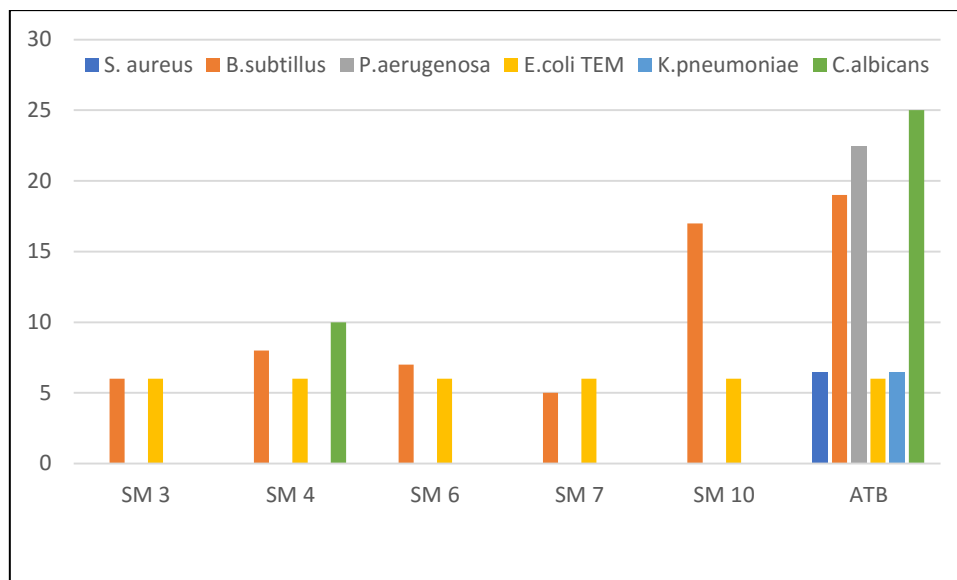


Figure 8: Résultat d'activité antimicrobienne et antifongique des souches de *Penicillium*

Résultats et discussion

Les souches fongiques SM3, SM4, SM6, SM7 et SM10 ont montré une activité antimicrobienne spécifique contre *Bacillus subtilis* (**Figure 8(A)**), et *Escherichia coli*, ce qui témoigne d'un potentiel intéressant. En particulier, ces souches ont produit des zones d'inhibition visibles contre ces deux bactéries, souvent supérieures à celles observées avec l'antibiotique de référence pour *E. coli* (6 mm), et proches ou légèrement inférieures à l'antibiotique pour *B. subtilis* (19 mm), soulignant une efficacité relative non négligeable.

Par ailleurs, seule la souche SM4 a démontré une activité antifongique contre *Candida albicans* (**Figure 8(A)**), bien que cette activité reste modeste comparée à celle de l'antibiotique standard, dont la zone d'inhibition atteint 25 mm. Aucune des souches n'a montré d'effet inhibiteur sur *Staphylococcus aureus* (zone d'inhibition antibiotique : 6,5 mm), *Pseudomonas aeruginosa* (22,5 mm), ni *Klebsiella pneumoniae* (6,5 mm), ce qui indique une absence d'activité contre ces pathogènes souvent plus résistants.

Ces résultats sont cohérents avec ceux d'une étude antérieure (**Zhong-hui, 2006**) dans laquelle 37 souches de champignons marins (soit 44,6 % des isolats testés) ont présenté une activité antimicrobienne contre différents micro-organismes, notamment *E. coli*, *S. aureus*, *B. subtilis*, *C. albicans* et *Aspergillus niger*. Ainsi, bien que les champignons marins soient une source prometteuse de composés bioactifs, leur activité semble souvent ciblée. Les souches SM testées ici confirment ce constat, montrant une sélectivité d'action marquée pour certaines bactéries Gram-positives (*B. subtilis*) et Gram-négatives (*E. coli*), tout en restant inactives contre les souches plus résistantes. Cette spécificité peut être liée à la nature chimique des métabolites produits ou à leur mode d'action.

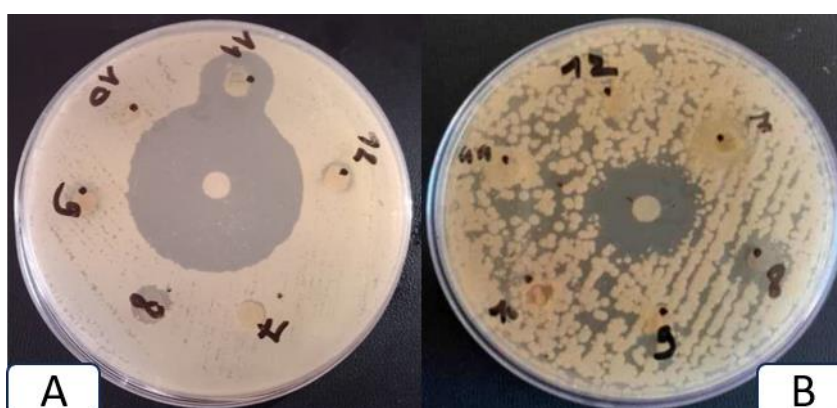


Figure 9:Activité antimicrobienne des actinomycètes marins contre *Bacillus subtilis* (A) *Candida albicans* (B).

Résultats et discussion

2.4 Activité antimicrobienne des actinomycètes

L'activité antimicrobienne des actinomycètes est présentée dans la figure 09.

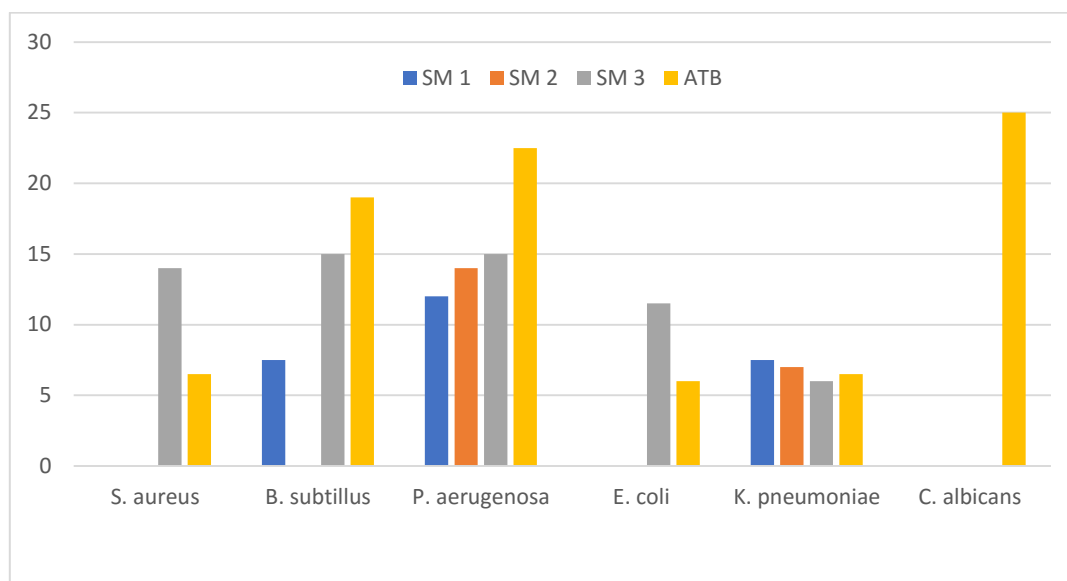


Figure 10:Activité antimicrobienne et antifongique des actinomycètes.

L'ensemble des souches testées présente une activité antimicrobienne remarquable contre *Pseudomonas aeruginosa*, avec des zones d'inhibition allant de 12 à 14 mm, et une activité modérée contre *Klebsiella pneumoniae*, avec des diamètres variants entre 6 et 7,5 mm. Parmi elles, la souche SM3 se distingue par le spectre d'activité le plus large : elle inhibe *P. aeruginosa*, *Bacillus subtilis* (15 mm), *Escherichia coli* (11 mm), *Staphylococcus aureus* (14 mm) et *K. pneumoniae* (6 mm). SM2 présente une activité contre *P. aeruginosa* (14 mm) et *K. pneumoniae* (7 mm), tandis que SM1 inhibe *P. aeruginosa* (12 mm), *B. subtilis* et *K. pneumoniae* (7,5 mm).

Lorsque ces résultats sont comparés à ceux obtenus avec les antibiotiques standards, on remarque que *P. aeruginosa* est très sensible à l'antibiotique utilisé (22,5 mm), ce qui place l'activité des souches isolées dans une plage intermédiaire. De même, *B. subtilis* montre une forte sensibilité (19 mm), légèrement supérieure à celle observée avec SM3 (15 mm). Pour *S. aureus* et *E. coli*, les diamètres de zones d'inhibition produits par SM3 (14 mm et 11 mm respectivement) sont nettement supérieurs à ceux obtenus avec l'antibiotique de référence (6,5 mm pour *S. aureus* et 6 mm pour *E. coli*), ce qui suggère un potentiel intéressant. En revanche, contre *K. pneumoniae*, toutes les souches étudiées, ainsi que l'antibiotique de référence (6,5 mm), présentent une efficacité relativement faible. Quant à *Candida albicans*, aucune des souches testées n'a montré d'activité, alors que l'antibiotique standard induit une inhibition de 25 mm.

Résultats et discussion

Ces résultats concordent avec des travaux antérieurs (Godbole *et al.*, 2023), où 109 isolats d'actinomycètes ont été examinés : 19 d'entre eux ont montré une puissante inhibition contre *E. coli*, 17 contre *S. aureus*, 10 contre *K. pneumoniae* et *B. subtilis*, et 9 contre *C. albicans*. La majorité de ces isolats appartenaient au genre *Streptomyces*, reconnu pour sa capacité à produire une diversité de métabolites antimicrobiens. Ainsi, les profils d'activité des souches SM1, SM2 et SM3 confirment le potentiel biotechnologique des actinomycètes, notamment dans la lutte contre les bactéries à Gram négatif, telles que *P. aeruginosa*, et certaines à Gram positif, comme *S. aureus*.

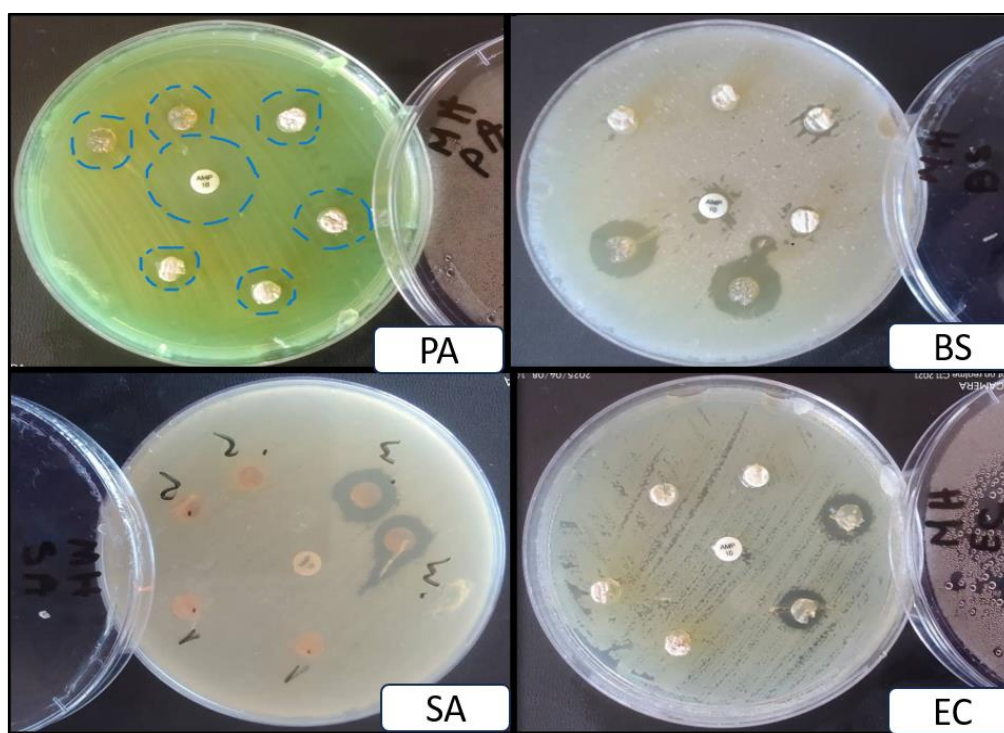


Figure 11:Activité antimicrobienne des *Streptomyces* marins.

PA: Activité antimicrobienne des *Streptomyces* marins contre *P aeruginosa*, **BS:** activité antimicrobienne des *Streptomyces* marins contre *Bacillus subtilis*, **SA:** activité antimicrobienne des *Streptomyces* marins contre *E. coli*. **EC:** activité antimicrobienne des *Streptomyces* marins contre *S. aureus*.

Résultats et discussion

3.3 Activité antioxydante

Les résultats de l'activité antioxydante des souches *Streptomyces* sont présentés dans la figures 11.

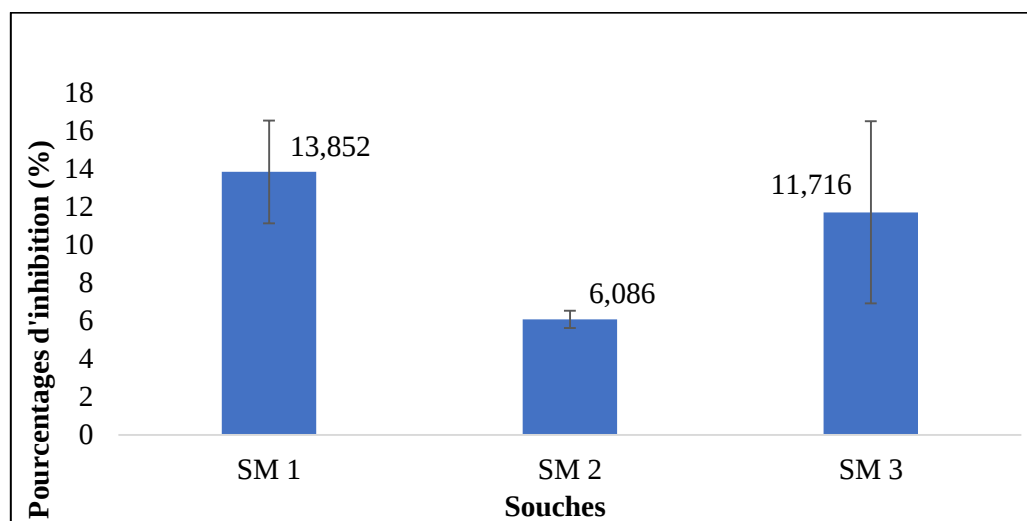


Figure 12:Résultat d'activité antioxydante des Streptomyces.

Les extraits des souches *Streptomyces* SM1, SM2 et SM3 ont présenté une activité anti-radicalaire contre DPPH avec des pourcentages d'inhibition respectifs de l'ordre de $13.852 \pm 2.706 \%$, $6.086 \pm 0.453 \%$ et $11.716 \pm 4.757 \%$ respectivement, à une concentration de 2 mg/mL.

Selon les travaux antérieurs, cette activité a été prouvée par **Kumar et al. (2024)** où la souche marine T-8 a montré une capacité de piégeage des radicaux DPPH exprimée IC_{50} de $372.09 \pm 11.05 \mu\text{g/ml}$. Il est aussi démontré que gramicidines A et B isolés de la souche *Streptomyces* sp. SCS525, présentait une forte activité antioxydante (**Choi et al., 2019**).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Ce travail a conduit à l'isolement, l'identification et l'évaluation antimicrobienne et antioxydante des isolats de champignons et d'actinomycètes isolés des sédiments marins de la plage de Malous.

Les résultats montrent le potentiel antimicrobien de plusieurs souches fongiques et actinobactériennes. Les souches de *Penicillium* (SM3, SM4, SM6, SM7, SM10) ont démontré une activité ciblée contre *Bacillus subtilis* et *Escherichia coli*, avec des zones d'inhibition parfois supérieures à celles de l'antibiotique de référence pour *E. coli* (6 mm), et proches de celles contre *B. subtilis* (19 mm). Parmi elles, seule SM4 a révélé une activité antifongique modeste contre *Candida albicans*.

Concernant les *Streptomyces*, une activité notable contre *Pseudomonas aeruginosa* a été observée chez toutes les souches testées, avec des zones d'inhibition allant de 12 à 14 mm. L'activité contre *Klebsiella pneumoniae* s'est révélée modérée (6 à 7,5 mm). La souche SM3 s'est distinguée par un spectre d'action élargi, inhibant également *S. aureus*, *B. subtilis*, *E. coli* et *K. pneumoniae*.

Aucune souche n'a toutefois montré d'effet significatif contre *Staphylococcus aureus*, *P. aeruginosa* ou *K. pneumoniae* dans les essais fongiques, ce qui souligne une limite face à certains pathogènes multirésistants.

Enfin, l'activité antiradicalaire (DPPH) a révélé un potentiel antioxydant chez les souches *Streptomyces* SM1, SM2 et SM3, avec des pourcentages d'inhibition respectifs de 13,85 %, 6,08 % et 11,72 % à une concentration de 2 mg/mL.

Cependant, ces résultats ne représentent qu'une première étape. Il est essentiel de :

- Procéder à une **identification moléculaire** des souches isolées (ITS pour les champignons, 16S rRNA pour les actinomycètes) afin de confirmer leur taxonomie et explorer leur lien avec des espèces bioactives connues.
- Réaliser la **purification des métabolites secondaires** pour isoler les composés responsables des activités antimicrobiennes observées.
- Effectuer une **caractérisation chimique** des molécules actives pour comprendre leurs structures et mécanismes d'action.
- Mener une **évaluation de la toxicité** et du potentiel thérapeutique des composés isolés, en vue de leur valorisation en tant qu'agents antimicrobiens.

Enfin, l'intégration de ces approches dans des programmes de développement biotechnologique pourrait permettre la production à grande échelle de ces métabolites, par

Conclusion et perspectives

fermentation ou par génie génétique, en vue de leur application dans les domaines pharmaceutique, agroalimentaire ou cosmétique.

Ainsi, cette étude ouvre la voie à une valorisation durable des ressources marines microbiennes, et souligne la nécessité d'intensifier les efforts de recherche dans ce domaine encore sous-exploité, mais porteur d'innovation.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abbas, M., Saeed, F., & Suleria, H. A. R. (2018). *Marine Bioactive Compounds: Innovative Trends in Food and Medicine* (pp. 61–82). Apple Academic Press. <https://doi.org/10.1201/9781351251983-3>
- Abdullah, S. K., & Abbas, B. A. (2008). *Fungi inhabiting surface sediments of shatt al-arab river and its creeks at basrah, iraq*. 26(1), 68–81. <https://www.iasj.net/iasj/article/54626>
- Abid, F., Zahid, M. A., Abedin, Z. U., Nizami, S. B., Abid, M. J., Kazmi, S. Z. H., Khan, S., Hasan, H., Ali, M., & Gul, A. (2018). *Omics Approaches in Marine Biotechnology: The Treasure of Ocean for Human Betterments* (pp. 47–61). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804659-3.00003-8>
- Ahumada-Rudolph, R., Novoa, V., Sáez, K., Martínez, M., Rudolph, A., Torres-Díaz, C., & Becerra, J. (2016). Marine fungi isolated from Chilean fjord sediments can degrade oxytetracycline. *Environmental Monitoring and Assessment*, 188(8), 468. <https://doi.org/10.1007/S10661-016-5475-0>
- Balaji, R., Devika, R., & Sathya, A. (2022). Marine Actinomycetes: A Review. *International Academic Journal of Nutrition and Food Sciences*, 3(01), 1–8. <https://doi.org/10.47310/iarjnfs2022.v03i01.001>
- Balouiri, M., Sadiki, M., & Ibnsouda, S. K. (2016). Methods for in vitro evaluating antimicrobial activity: A review. *Journal of Pharmaceutical Analysis*, 6(2), 71–79. <https://doi.org/10.1016/j.jpha.2015.11.005>
- Belyagoubi, L. (2014). *Antibiotiques produits par des bactéries (actinomycètes et bactéries lactiques) issus de différents écosystèmes naturels algériens* (Thèse de doctorat, Université Abou Bakr Belkaïd – Tlemcen, Algérie).
- Belyagoubi, L., Belyagoubi-Benhammou, N., Jurado, V., Dupont, J., Lacoste, S., Djebbah, F., Ounadjela, F. Z., Benaissa, S., Habi, S., Abdelouahid, D. E., & Saiz-Jimenez, C. (2018). *Antimicrobial activities of culturable microorganisms (actinomycetes and fungi) isolated from Chaabe Cave, Algeria*. *International Journal of Speleology*, 47(2), 189–199. <https://doi.org/10.5038/1827-806X.47.2.2148>
- Bhakuni, D. S., & Rawat, D. S. (2005). *Bioactive marine natural products*. Springer. <https://doi.org/10.1007/1-4020-3484-9>
- Bhakuni, D. S., & Rawat, D. S. (2005). *Bioactive marine natural products*. Springer. <https://doi.org/10.1007/1-4020-3484-9>
- Bosco Jouda, J., Kamga Mawabo, I., Augustin, N., DjamaMbazona, C., Nkenfou, J. Wandji, C., Nkenfou, N (2016). Anti_Mycobacterial activity of poluketides from penicillium sp. Endophyte isolates from Garcinianobilis against Mycobacterium smegmatis.

Références bibliographiques

- International Journal of Mycobacteriology*, 5(2), 192–196.
<https://doi.org/10.1016/j.ijmyco.2016.02.007>
- Botton, B. A. (1999). *Moisissures utiles et nuisibles importance industrielle* (2^e éd.). Paris : masson.
- Boublenza, N., Dergal, N. B., Belyagoubi, L., Chérif, A., & Ayad, A. (2024). Investigation of Potent Antifungal Metabolites from Marine *Streptomyces bacillaris* STR2 (MK045300) from Western Algeria. *Bacteria*, 3(4), 390–404. <https://doi.org/10.3390/bacteria3040027>
- Bunbury-Blanchette, A. L., & Walker, A. K. (2019). *Occurrence and Distribution of Fungi in Saline Environments* (pp. 19–38). Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-18975-4_2
- Burdige, D. J. (2006). *Geochemistry of marine sediments*. Princeton University Press.
- Calace, N., Liberatori, A., Petronio, B. M., & Pietroletti, M. (2006). Metal distribution in marine sediments from the Adriatic Sea. *Environment International*, 32(1), 74–78. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2005.05.007>
- Caso, A. (2018). *Novel bioactive metabolites from marine sources: isolation, structural elucidation and synthetic studies*. <http://www.fedoa.unina.it/12293/>
- Chabasse, D., Bouchara, J.-P., de Gentile, L., Brun, S., Cimon, B., & Penn, P. (2002). *Les moisissures d'intérêt médical* [Cahier de formation No 25]. Bioforma.
- Chaphalkar, S. R., & Dey, S. (1996). Computer-assisted identification of *Streptomyces* species with high extracellular protease activity. *Actinomycetes*, 7(2), 47–54.
- Cheesbrough, M. (2010). Réponse immunitaire adaptative ou spécifique. Dans *Laboratoire de district dans les pays tropicaux* (p. 11). Le Cap, Afrique du Sud : Cambridge University Press.
- Choi, G., Ryu, M.-J., Park, Y. G., & Nam, S.-J. (2019). *Antioxidant Activity of Germicidin A and B Isolated from the Marine-Derived Streptomyces sp. SCS525*. 2019(2), 1–4. <https://doi.org/10.4172/2324-8661.1000207>
- Das, S., Lyla, P. S., & Khan, S. A. (2008). Characterization and identification of marine actinomycetes-existing systems, complexities and future directions. *National Academy Science Letters-India*, 31, 149–160.
- Debbab, A., Aly, A.H., Lin, W.H., Proksch, P.(2010). Bioactive Compounds from
- Debbab, A., Aly, A.H., Lin, W.H., Proksch, P.(2010). Bioactive Compounds from
- Dehilis, A., Boudjenane Nasr, E., Benyerou, D., & Belhadri, M. (2018). Study of the physicochemical characteristics of marine sediments of Oran Port (northwest Algeria) for their valorization. In A. Kallel et al. (Eds.), *Recent Advances in Environmental*

Références bibliographiques

- Science from the Euro-Mediterranean and Surrounding Regions* (pp. 1443–1445). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-70548-4_421
- Dehilis, A., Boudjenane Nasr, E., Benyerou, D., & Belhadri, M. (2017). *Study of the Physicochemical Characteristics of Marine Sediments of Oran Port (Northwest Algeria) for Their Valorization* (pp. 1443–1445). Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-70548-4_421
- Dufresne, P. S. (2021). *Identification des champignons d'importance médicale* (55 p.). Institut national de santé publique du Québec. <https://doi.org/10.500.12592/svdz49>
- Duncan, K. R., Haltli, B., Gill, K. A., Correa, H., Berru  , F., & Kerr, R. G. (2015). Exploring the diversity and metabolic potential of actinomycetes from temperate marine sediments from Newfoundland, Canada. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology*, 42(1), 57–72. <https://doi.org/10.1007/S10295-014-1529-X>
- Fernández, L., Breidenstein, E. B., & Hancock, R. E. (2011). Creeping baselines and adaptive resistance to antibiotics. *Drug Resistance Updates*, 14(1), 1-21. <https://doi.org/10.1016/j.drug.2011.01.001>
- Fernández, L., Breidenstein, E. B., & Hancock, R. E. (2011). Creeping baselines and adaptive resistance to antibiotics. *Drug Resistance Updates*, 14(1), 1-21. <https://doi.org/10.1016/j.drug.2011.01.001>
- Fons  ca, N. C. (2023). *Marine Biotechnology and Its Applications in Drug Discovery* (pp. 189–208). https://doi.org/10.1007/978-981-99-0624-6_9
- Gandhimathi, R., Arunkumar, M., Selvin, J., Thangavelu, T., Sivaramakrishnan, S., Kiran, G. S., Shanmughapriya, S., & Natarajaseenivasan, K. (2008). Antimicrobial potential of sponge associated marine actinomycetes. *Journal de Mycologie Médicale*, 18(1), 16–22. <https://doi.org/10.1016/j.mycmed.2007.11.001>
- Gandhimathi, R., Arunkumar, M., Selvin, J., Thangavelu, T., Sivaramakrishnan, S., Kiran, G. S., Shanmughapriya, S., & Natarajaseenivasan, K. (2008). Antimicrobial potential of sponge associated marine actinomycetes. *Journal de Mycologie Médicale*, 18(1), 16–22. <https://doi.org/10.1016/j.mycmed.2007.11.001>
- Gebreyohannes, G., Moges, F., Sahile, S., & Raja, N. (2013). Isolation and characterization of potential antibiotic-producing actinomycetes from water and sediments of Lake Tana, Ethiopia. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 3(6), 426–435. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(13\)60092-1](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(13)60092-1)
- Godbole, A., Wadetwar, RN, Bundale, S., Nashikkar, N., et Kanojiya, P. (2023). Bioprospection d'actinomycètes issus de divers écosystèmes pour leur activité antimicrobienne. *Revue indienne d'éducation et de recherche pharmaceutiques*, 57 (3s), s599–s609. <https://doi.org/10.5530/ijper.57.3s.68>

Références bibliographiques

- Hoshino, T., Doi, H., Uramoto, G.-I., Wörmer, L., Adhikari, R. R., Xiao, N., Morono, Y., D'Hondt, S., Hinrichs, K.-U., & Inagaki, F. (2020). Global diversity of microbial communities in marine sediment. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 117(44), 27587–27597. <https://doi.org/10.1073/PNAS.1919139117>
- Jensen, P. R., Dwight, R., & Fenical, W. (1991). Distribution of actinomycetes in near-shore tropical marine sediments. *Applied and Environmental Microbiology*, 57(4), 1102–1108. <https://doi.org/10.1128/AEM.57.4.1102-1108.1991>
- Kachhwaha, N., Sharma, M. K., Khandelwal, R., & Kaushik, P. (2022). Marine algal bioactive metabolites and their pharmacological applications. *Ther. Implic. Nat. Bioact. Compd*, 3, 118-134.
- Kallmeyer J, Pockalny R, et al. 2009. Quantifying global subseafloor microbial abundance: Method and implications. New York: Elsevier. In: *Abstracts of the 19th Annual V.M. Goldschmidt Conference* 73(13S), A615, georefid:2010-036459.
- Kallmeyer J, Pockalny R, et al. 2009. Quantifying global subseafloor microbial abundance: Method and implications. New York: Elsevier. In: *Abstracts of the 19th Annual V.M. Goldschmidt Conference* 73(13S), A615, georefid:2010-036459.
- Karthikeyan, A., Joseph, A., & Nair, B. G. (2022). Promising bioactive compounds from the marine environment and their potential effects on various diseases. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*, 20(1), 14. <https://doi.org/10.1186/s43141-021-00290-4>
- Karthikeyan, A., Joseph, A., & Nair, B. G. (2022). Promising bioactive compounds from the marine environment and their potential effects on various diseases. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*, 20(1), 14. <https://doi.org/10.1186/s43141-021-00290-4>
- Kerfouf, A., & Boucetta, S. (2022). Grain Size Data Analysis of Marine Sediments, from the Gulf of Oran (Algerian West Coast). *Asian Journal of Earth Sciences*. <https://doi.org/10.3923/ajes.2022.1.9>
- Khan, A., & Singh, P. (2023). Cultivation techniques for marine fungi and their application in drug discovery. *International Journal of Microbiology*, Article ID 10485234. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC10485234/>
- Kies, F., & Kerkouf, A. (2014). Physico-chemical characterization of surface waters of the west coast of Algeria: Bay of Mostaganem and Cheliff estuary. *Sustainability, Agri, Food and Environmental Research*, 2(4), 1–10. <https://doi.org/10.7770/safer-V2N4-art836>
- Kitouni, M. (2007). *Isolement de bactéries actinomycétales productrices d'antibiotiques à partir d'écosystèmes extrêmes: Identification moléculaire des souches actives et*

Références bibliographiques

- caractérisation préliminaire des substances élaborées (Thèse de doctorat, Université Mentouri-Constantine, Algérie). 144 p
- Kumar, D., J., V., Guspariani, a, V., S., & Senthilkumar, P. K. (2022). Bioactive Compounds from Marine Actinomycetes and Their Antibacterial Activity. *International Journal of Zoological Investigations*, 08(special issue), 285–292. <https://doi.org/10.33745/ijzi.2022.v08i0s.035>
- Kumar, S., Afrose Rimi, A., Islam, Md. E., Islam, K. M. D., Billah, M. M., Mia, M., & Rahman, S. M. T. (2024). *Bioactivity Analysis of Secondary Metabolites from Actinomycetes' Isolated from Coastal Sediments*. <https://doi.org/10.1101/2024.09.08.611773>
- Le Gal, Y. (2004). Biodiversité marine et exploitation biotechnologique des océans. *Vertigo-la revue électronique en sciences de l'environnement*, 5(3). <https://doi.org/10.4000/vertigo.3356>
- Lemriss, S., Laurent, F., Couble, A., Casoli, E., Lancelin, J. M., Saintpierre-Bonaccio, D., Rifai, S., Fassouane, A., & Boiron, P. (2003). Screening of non-polyenic antifungal metabolites produced by clinical isolates of actinomycetes. *Canadian Journal of Microbiology*, 49(11), 669–674.
- Marchal, N., Bourdon, J. L., & Richard, C. L. (1991). Les milieux de culture pour l'isolement et l'identification biochimique des bactéries. (pp. 67–122). Paris, France : Doin.
- Marine Algal Bioactive Metabolites and their Pharmacological Applications* (pp. 118–134). (2022). BENTHAM SCIENCE PUBLISHERS eBooks. <https://doi.org/10.2174/9789815080025122030009>
- Marine Bacteria and Fungi: Marine Bioactive Compounds. *Microbial Biotechnology* 3, 544–563. <https://doi.org/10.1111/j.1751-7915.2010.00179.x>
- Marine Bacteria and Fungi: Marine Bioactive Compounds. *Microbial Biotechnology* 3, 544–563. <https://doi.org/10.1111/j.1751-7915.2010.00179.x>
- Mohan, Y. S. Y. V. J., Sirisha, B., Prathyusha, K., & Rao, P. (2014). *Isolation, Screening and Characterization of Actinomycetes from Marine Sediments f or their Potential to Produce Antifungal Agents*. 3(4), 131–137. <https://www.longdom.org/articles/isolation-screening-and-characterization-of-actinomycetes-from-marine-sediments-for-their-potential-to-produce-antifunga.pdf>
- Mouton, M., Postma, F., Wilsenach, J., & Botha, A. (2012). Diversity and characterization of culturable fungi from marine sediment collected from St. Helena Bay, South Africa. *Microbial Ecology*, 64(2), 311–319. <https://doi.org/10.1007/S00248-012-0035-9>

Références bibliographiques

- Natsir, H., Massi, N., Taba, P., Anita, A., & Rauf, W. (2024). Isolation, Production of Protease, and Antimicrobial Activities from Marine Sediment Gamma - Proteobacteria of MBS-L3 Isolate. *Research Journal of Pharmacy and Technology*.
<https://doi.org/10.52711/0974-360x.2024.00448>
- Navarri, M. (2016). *Métabolites secondaires de champignons de sédiments marins profonds: criblages génétique et fonctionnel et caractérisation structurale de molécules antimicrobiennes* (Doctoral dissertation, Université de Bretagne occidentale-Brest).
- Newman, D. J., & Cragg, G. M. (2020). Natural products as sources of new drugs over the nearly four decades from 1981 to 2019. *Journal of Natural Products*, 83(3), 770–803.
<https://doi.org/10.1021/acs.jnatprod.9b01285>
- Padmavathi, A. R., Bakkiyaraj, D., & Gokul, S. N. (2023). *Recent Update on the Patents of Antimicrobial Marine Natural Products* (pp. 389–408). BENTHAM SCIENCE PUBLISHERS. <https://doi.org/10.2174/9789815080148123030020>
- Pan, C., Hassan, S. S. ul, Muhammad, I., & Jin, H. (2025). Marine fungi as a goldmine for novel antibiotics: a 2024 perspective. *Frontiers in Marine Science*, 11.
<https://doi.org/10.3389/fmars.2024.1538136>
- Rahal, K. (2008). *Standardisation de l'antibiogramme en médecine humaine à l'échelle nationale selon les recommandations de l'OMS* (5^e éd.). Ministère de la Santé, de la Population et de la Réforme Hospitalière, Algérie.
- Rateb, M. E., Ebel, R., & Jaspars, M. (2014). *Evaluating methods for the isolation of marine-derived fungal strains and production of bioactive secondary metabolites*. ResearchGate. <https://www.researchgate.net/publication/262620605>
- Rédou, V., Navarri, M., Meslet-Cladiere, L., Barbier, G., & Burgaud, G. (2015). Species richness and adaptation of marine fungi from deep-subseafloor sediments. *Applied and Environmental Microbiology*, 81(10), 3571–3583. <https://doi.org/10.1128/AEM.04064-14>
- Rojas-Jimenez, K., Grossart, H.-P., Grossart, H.-P., Cordes, E. E., & Cortés, J. (2020). Fungal Communities in Sediments Along a Depth Gradient in the Eastern Tropical Pacific. *Frontiers in Microbiology*, 11, 575207.
<https://doi.org/10.3389/FMICB.2020.575207>
- Role and Prospect of Marine Biotechnology in Blue Economy* (pp. 77–90). (2022). Springer eBooks. https://doi.org/10.1007/978-3-030-96519-8_5

Références bibliographiques

- Roussel, E. G., Cambon-Bonavita, M.-A., Querellou, J., Cragg, B. A., Webster, G., Prieur, D., & Parkes, R. J. (2008). Extending the sub-sea-floor biosphere. *Science*, 320(5879), 1046. <https://doi.org/10.1126/science.1154545>
- Roussel, E. G., Cambon-Bonavita, M.-A., Querellou, J., Cragg, B. A., Webster, G., Prieur, D., & Parkes, R. J. (2008). Extending the sub-sea-floor biosphere. *Science*, 320(5879), 1046. <https://doi.org/10.1126/science.1154545>
- Sabido, E. M., Tenebro, C. P., L, S. A. F., Ong, S. D. C., Trono, D. J. V. L., Amago, D. S., Evangelista, J. E., Reynoso, A. M. Q., Villalobos, I. G. M., Alit, L. D. D., Surigao, C. F., Villanueva, C. A., Saludes, J. P., & Dalisay, D. S. (2020). Marine Sediment-Derived Streptomyces Strain Produces Angucycline Antibiotics against Multidrug-Resistant Staphylococcus aureus Harboring SCCmec Type 1 Gene. *Journal of Marine Science and Engineering*, 8(10), 734. <https://doi.org/10.3390/JMSE8100734>
- Safwan, S., Aini, S. R., Ridwan, S., Pradiningsih, A., Pratiwi, E. T., & Wahid, A. (2024). Diversity of chemistry, activities, and depths zone of new compounds isolated from marine-sediment fungi. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*. <https://doi.org/10.7324/japs.2024.203626>
- Schofield, G. M., & Schaal, K. P. (1981). A numerical taxonomic study of members of the Actinomycetaceae and related taxa. *Journal of General Microbiology*, 127(2), 237–259. <https://doi.org/10.1099/00221287-127-2-237>
- Secondary metabolites from marine fungi: current status and application* (pp. 181–209). (2023). Elsevier eBooks. <https://doi.org/10.1016/b978-0-323-99476-7.00001-6>
- Shirling, E. B., & Gottlieb, D. (1966). Methods for characterization of *Streptomyces* species. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 16(3), 313–340. <https://doi.org/10.1099/00207713-16-3-313>
- Shirling, E. B., & Gottlieb, D. (1966). Methods for characterization of *Streptomyces* species. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 16(3), 313–340. <https://doi.org/10.1099/00207713-16-3-313>
- Sobol, M., Hoshino, T., Futagami, T., Kadooka, C., Inagaki, F., & Reese, B. K. (2023). Genome characterization of two novel deep-sea sediment fungi, *Penicillium pacificagyris* sp. nov. and *Penicillium pacificasedimenti* sp. nov., from South Pacific Gyre subseafloor sediments, highlights survivability. *BMC Genomics*, 24(1). <https://doi.org/10.1186/s12864-023-09320-6>

Références bibliographiques

- Sofia, M.J., Boldi, A.M. (2006): In search of novel antibiotics using a natural product templates approach combinatorial synthesis of natural product- based libraries. *Boccaraton publisher*. CRS press. 185-207.
- Sofia, M.J., Boldi, A.M. (2006): In search of novel antibiotics using a natural product templates approach combinatorial synthesis of natural product- based libraries. *Boccaraton publisher*. CRS press. 185-207.
- Subbaiya, R., Gopinath, M., Angrasan, J. M., & Kabilan, T. (2015). *An Investigation On Morphological Characterization Of Actinomycetes Isolated From Marine Sediments*. https://www.researchgate.net/profile/Subbaiya_Ramasamy/publication/276849479_An_Investigation_On_Morphological_Characterization_Of_Actinomycetes_Isolated_From_Marine_Sediments/links/555ac91f08aeaaff3bfad1f4.pdf
- Valanarasu, M., Kannan, P., Ezhilvendan, S., Ganesan, G., Ignacimuthu, S., & Agastian, P. (2010). Antifungal and antifeedant activities of extracellular product of *Streptomyces* spp. ERI-04 isolated from Western Ghats of Tamil Nadu. *Journal de Mycologie Médicale*, 20(4), 290–297. <https://doi.org/10.1016/j.mycmed.2010.09.001>
- Valli, S., Suvathi, S. S., Aysha, O. S., Nirmala, P., Vinoth, K. P., & Reena, A. (2012). Antimicrobial potential of Actinomycetes species isolated from marine environment. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2(6), 469–473. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(12\)60078-1](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(12)60078-1)
- Veríssimo, A., Pacheco, M., Silva, A. M. S., & Pinto, D. C. G. A. (2021). Secondary Metabolites from Marine Sources with Potential Use as Leads for Anticancer Applications. *Molecules*, 26(14), 4292. <https://doi.org/10.3390/MOLECULES26144292>
- Vitali, L. A., Beghelli, D., Biapa-Nya, P. C., Bistoni, O., Cappellacci, L., Damiano, S., ... Bramucci, M. (2016). Diverse biological effects of the essential oil from Iranian *Trachyspermum ammi*. *Arabian Journal of Chemistry*, 9(6), 775–786. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2015.06.002>
- Wani, S. N., & Zahoor, I. (2024). *Bioactive Compounds from Marine Organisms and Their Potential Applications*. 609–640. <https://doi.org/10.1201/9781003537403-20>
- Wauters, G., Avesani, V., Charlier, J., Janssens, M., Vaneechoutte, M., & Delmée, M. (2005). Distribution of *Nocardia* species in clinical samples and their routine rapid identification in the laboratory. *Journal of Clinical Microbiology*, 43(6), 2624–2628.
- Whitman, W. B., Coleman, D. C., & Wiebe, W. J. (1998). Prokaryotes: The unseen majority. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 95(12), 6578–6583. <https://doi.org/10.1073/pnas.95.12.6578>

Références bibliographiques

- Whitman, W. B., Coleman, D. C., & Wiebe, W. J. (1998). Prokaryotes: The unseen majority. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 95(12), 6578–6583. <https://doi.org/10.1073/pnas.95.12.6578>
- Williams, S. T., & Cross, T. (1971). Chapter XI: Actinomycetes. In J. R. Norris & D. W. Ribbons (Eds.), *Methods in microbiology* (Vol. 4, pp. 295–334). Academic Press.
- Xiong, Z., Liu, Q., Zhao-Long, P., Na, Z., Zhi-Xiang, F., & Wang, Y. (2015). Diversity and bioprospecting of culturable actinomycetes from marine sediment of the Yellow Sea, China. *Archives of Microbiology*, 197(2), 299–309. <https://doi.org/10.1007/S00203-014-1059-Y>
- Zhang, H., Wang, H., Cui, H., Wang, H., Liu, C., & Wu, X. (2018). Marine fungi: A treasure trove of bioactive secondary metabolites. *Marine Drugs*, 16(9), 366. <https://doi.org/10.3390/md16090366>
- Zhang, S. (2013). Secondary Metabolites of Fungi from Marine Sediments. *Natural Product Research and Development*.
- Zhang, T. Y., Wang, H. Y., & Liu, Q. (2023). Isolation and cultivation strategies for marine-derived fungi producing bioactive compounds. *Frontiers in Sustainability*, 4, Article 1522527. <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/frsus.2025.1522527/full>
- Zhong-hui, Z. (2006). Antimicrobial and Antitumor Activities of Marine Fungi Isolated from Sediment in Deep Sea. *Journal of Xiamen University*. https://en.cnki.com.cn/Article_en/CJFDTOTAL-XDZK200603027.htm

Annexes

Annexe 1

La coloration de Gram

La coloration de Gram est une technique différentielle permettant de distinguer deux grands types de bactéries : les bactéries à Gram positif et celles à Gram négatif.

Pour commencer, une goutte d'eau physiologique est déposée sur une lame stérile, puis mélangée avec quelques colonies d'actinomycètes. Le mélange est ensuite étalé, séché à l'air libre, puis fixé à la chaleur afin de former un frottis bactérien.

Ce frottis est coloré pendant une minute avec du cristal violet, puis rincé à l'eau distillée. Une décoloration est ensuite réalisée à l'aide d'éthanol à 95 %. Cette étape est cruciale, car elle permet d'éliminer la coloration chez les bactéries à Gram négatif, dont la paroi est perméable à l'alcool, contrairement aux Gram positif qui conservent la coloration violette.

Par la suite, un second colorant — la fuchsine (ou la safranine) — est appliqué durant 30 secondes. Il recolore les bactéries décolorées par l'éthanol. Après un dernier rinçage à l'eau distillée, le frottis est séché avec un papier buvard, puis observé au microscope à l'objectif $\times 100$ après l'ajout d'une goutte d'huile à immersion.

Annexes

Annexe 2

La composition des milieux de culture

Gélose Sabouraud :

Peptone de gélatine	10 g
Glucose	20 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml
pH :	5,6

Bouillon Sabouraud :

Peptone de gélatine	10g
Glucose.....	20g
Eau distillée	1000mL
pH	5,6

Mueller Hinton :

Infusion de viande de bœuf	2 g
Amidon	15 g
Hydrolysate de caséine	17,5 g
Agar.....	17 g
Eau distillée	1000 ml
pH :	7,3

Citrate de Simmons :

Ammonium dihydrogenophosphate	1g
Phosphate de dipotassique	1g
Chlorure de sodium	5g
Citrate de sodium	2g
Sulfate magnésium	0,2g
Bleu de bromothymol	0,08g
Agar	15g
Eau distillée	1000 mL
pH	6,8

Gélose nutritive :

Peptone	10 g
---------------	------

Annexes

Extrait de levure	5 g
NaCl	5 g
Agar	15-20 g
Eau	1000 mL
pH	7,2

Gélose TSI (Triple Sugar Iron) :

Peptone de viande	15g
Protéose peptone	5g
Extrait de viande	3g
Extrait de levure	3g
Glucose	1g
Saccharose	10g
Lactose	10g
Citrate de fer ammoniacal	0,3g
Chlorure de sodium	5g
Sodium thiosulfate	0,3g
Rouge de phénol	0,05g
Agar	18g
Eau distillée	1000 mL
pH	7,2

Gélose de Gause :

Amidon	20 g
KNO ₃	1 g
NaCl	0,5 g
MgSO ₄ ×7 H ₂ O	0,5 g
K ₂ HPO ₄	0,5 g
FeSO ₄	10 mg
Agar	15 g
Eau distillée	1000m
pH :	7,4

Amidon caséine agar (M2) :

Amidon	10 g
Caséine	0,3 g

Annexes

KNO ₃	2 g
NaCl	2 g
KH ₂ PO ₄	2 g
MgSO ₄	0,05 g
CaCO ₃	0,02 g
FeSO ₄	0,01g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml
pH :	7,4

ISP 2 :

Extrait de levure	4 g
Extrait de malt	10 g
Glucose	4 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml
pH :	7,3

CDA (Czapek Dextrose Agar) :

NaNO ₃	3g
Saccharose	30g
KH ₂ PO ₄	1,5g
MgSO ₄	0,5g
KCL	0,5g
FeSO ₄	0,01g
Agar	15g
Eau Distillée	1L

MEA (Malt Extract Agar) :

Extrait de Malt	20g
Peptone	1g
Glucose	20g
Agar	15g
Eau Distillée	1L

Potato dextrose agar (PDA) :

Infusion de pomme de terre	200 g
----------------------------------	-------

Annexes

Saccharose	20 g
Agar	20 g
Eau distillée	1000 ml
pH :	5,6

ISP 6

-Peptone	20g
-Extrait de levure	1g
-Citrates ferrique ammoniacal	0.5g
-K ₂ HPO ₄	1g
-Thiosulfate de sodium	0.08g
-Agar	15g
-H ₂ O distillée	1000ml
pH :	7.2

ISP 7

-Glycérol	15g
-L-Tyrosine	0.5g
-L-Asparagine	1g
-KH ₂ PO ₄	0.5g
-MgSO ₄ .7H ₂ O	0.5g
-NaCl	0.5g
-FeSO ₄ .7H ₂ O	0.01g
-Solution saline standard	1ml
-Agar	20g
-H ₂ O distillée	1000ml
pH :	7.2

le milieu Bennet

-Peptone	2g
-Glucose	10g
-Extrait de viande	1g
-Extrait de levure	1g
-Agar	18g
-H ₂ O distillée	1000ml
pH :	7,3

Annexes

Urée- indole

L-tryptophane	3g
Phosphate de dipotassique	1 g
Phosphate monopotassique	1 g
Chlorure de sodium	5 g
Urée	20g
Rouge de phénol	2.5 g
Eau distillée	1000 ml
pH	6,8

Annexes

Annexe 3

Tableau 01 : Résultat d'activité antimicrobienne et antifongique des souches de *Pénicillium*

Code de souche	Origine	<i>P aerugenosa</i>	<i>E Coli</i>	<i>S AUREUS</i>	<i>K pneumoniae</i>	<i>B subtilis</i>	<i>C albicans</i>
07	SM 3	00	06	00	00	06	00
08	SM 4	00	06	00	00	08	10
09	SM 6	00	06	00	00	07	00
10	SM 7	00	06	00	00	06	00
11	SM 10	00	06	00	00	17	00

Tableau 02 : Résultat d'activité antimicrobienne et antifongique des actinomycètes

Code de souche	Origine	<i>P aerugenosa</i>	<i>E Coli</i>	<i>S AUREUS</i>	<i>K pneumoniae</i>	<i>B subtilis</i>	<i>C albicans</i>
1	SM 1	12	00	00	08	08	00
2	SM 2	14	00	00	07	00	00
3	SM 3	15	11	14	06	15	00

Tableau 03 : Les zones d'inhibition d'antibiotique

Code de souche	Origine	<i>P aerugenosa</i>	<i>E Coli</i>	<i>S AUREUS</i>	<i>K pneumoniae</i>	<i>B subtilis</i>	<i>C albicans</i>
ATB		22.50	06±0	06.50	06.50	19	25

Tableau 04 : Nombre des souches fongiques par milieux de culture

Milieux de cultures	PDA	PDAc	PDAr	CDA	CDAr	MEAac
Nombre des souches	0	2	2	2	1	3

Tableau 05 : Nombre des souches des actinomycètes par milieux de culture

Milieux de cultures	ISP2	Gélose de Gause	Amidon caséine Agar
Nombre des souches	2	1	0

ملخص

تعتبر الرواسب البحرية، الغنية بالتنوع الميكروبي، مصدرًا واعدًا للكائنات الحية الدقيقة المنتجة للجزيئات النشطة بيولوجيًا. يندرج هذا العمل ضمن إطار تثمين التنوع البيولوجي الميكروبي البحري كمصدر محتمل لجزيئات نشطة بيولوجيًا جديدة. ركزت الدراسة على عزل وتحديد الفطريات والأكثينوميسيتات من رواسب بحرية جُمعت من شاطئ مالوس (ولاية تلمسان)، بالإضافة إلى تقييم قدرتها المضادة للميكروبات باستخدام طريقتي أسطوانة الأجار والحفر، ونشاطها المضاد للأوكسدة من خلال اختزال الجذر الحر DPPH. تم عزل عشر سلالات فطرية وثلاث سلالات من الأكثينوميسيتات. وقد أظهرت التحاليل الماكروسكوبية والمجهريّة والكيميائية الحيوية هيمنة جنس *Penicillium* بين الفطريات، و *Streptomyces* بين الأكثينوميسيتات. فيما يخص النشاط المضاد للبكتيريا، أظهرت النتائج أن السلالة SM10 قدمت أوسع نشاط ضد *Bacillus cereus* بقطر تثبيط بلغ 17 مم، بينما كانت السلالة SM4 الوحيدة القادرة على تثبيط *Candida albicans*. كما أظهرت السلالة SM3 طيفًا واسعًا من النشاط المضاد للميكروبات ضد البكتيريا المختبرة، مع مناطق تثبيط تراوحت بين 6 و 15 مم. أما بالنسبة للنشاط المضاد للأوكسدة، فقد أظهرت مستخلصات سلالات *Streptomyces* SM1 و SM2 و SM3 نشاطًا متوسطًا، بنسب تثبيط بلغت على التوالي 13.852%، و 6.086%، و 11.716% عند تركيز 2 ملغم/مل. تؤكد هذه النتائج الأولية على الإمكانيات البيوتكنولوجية للكائنات الحية الدقيقة البحرية كمصدر لمواد جديدة ذات خصائص مضادة للميكروبات ومضادة للأوكسدة. الكلمات المفتاحية: الرواسب البحرية، الفطريات، الأكثينوميسيتات، النشاط المضاد للميكروبات، النشاط المضاد للأوكسدة.

Résumé

Les sédiments marins, riches en diversité microbienne, constituent une source prometteuse de micro-organismes producteurs de molécules bioactives. Ce travail s'inscrit dans le cadre de la valorisation de la biodiversité microbienne marine en tant que source potentielle de nouvelles molécules bioactives. L'étude a porté sur l'isolement et l'identification de champignons et d'actinomycètes à partir de sédiments marins prélevés dans la plage Malous (Wilaya de Tlemcen), ainsi que l'évaluation de leurs potentiels antimicrobien par les méthodes de cylindre d'agar et des puits et antioxydant par le piégeage de radical libre DPPH. Dix souches fongiques et trois souches d'actinomycètes ont été isolées. L'identification macroscopique, microscopique et biochimique a révélé une dominance du genre *Penicillium* comme champignon et *Streptomyces* comme actinomycètes. En ce concerne l'activité antibactérienne, les résultats ont montré que la souche SM10 présentait la plus large activité contre *Bacillus cereus* avec un diamètre d'inhibition de 17 mm, tandis que la souche SM4 était la seule à inhiber *Candida albicans*. La souche SM3 a présenté un spectre d'activité antimicrobienne étendu, contre les bactéries testées avec des zones d'inhibition variant entre 6 et 15 mm. Pour l'activité antioxydante, les extraits des souches *Streptomyces* SM1, SM2 et SM3 ont présenté une activité modérée, avec des pourcentages d'inhibition respectifs de 13.852 %, 6.086 % et 11.716 % à une concentration de 2 mg/mL. Ces résultats préliminaires confirment le potentiel biotechnologique des micro-organismes marins comme une source de nouvelles substances antimicrobiennes et antioxydantes.

Mots clés : Sédiments marins, Champignons, Actinomycètes, Activité antimicrobienne, Activité antioxydante.

Abstract

Marine sediments, rich in microbial diversity, represent a promising source of microorganisms that produce bioactive compounds. This work is part of the valorization of marine microbial biodiversity as a potential source of new bioactive molecules. The study focused on the isolation and identification of fungi and actinomycetes from marine sediments collected at Malous Beach (Tlemcen Province), as well as the evaluation of their antimicrobial potential using the agar cylinder and well diffusion methods, and their antioxidant activity through DPPH free radical scavenging. Ten fungal strains and three actinomycete strains were isolated. Macroscopic, microscopic, and biochemical identification revealed a predominance of the *Penicillium* genus among fungi and *Streptomyces* among actinomycetes. Regarding antibacterial activity, results showed that strain SM10 exhibited the widest activity against *Bacillus cereus* with an inhibition zone of 17 mm, while strain SM4 was the only one to inhibit *Candida albicans*. Strain SM3 showed a broad antimicrobial spectrum against the tested bacteria, with inhibition zones ranging from 6 to 15 mm. For antioxidant activity, extracts from *Streptomyces* strains SM1, SM2, and SM3 showed moderate activity, with inhibition percentages of 13.852%, 6.086%, and 11.716% respectively at a concentration of 2 mg/mL. These preliminary results confirm the biotechnological potential of marine microorganisms as a source of new antimicrobial and antioxidant substances.

Keywords: Marine sediments, Fungi, Actinomycetes, Antimicrobial activity, Antioxidant activity.