

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ Mouloud MAMMERI TIZI-OUZOU.



Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département d'Ecologie et Environnement

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En Vue de l'Obtention Du Diplôme de Master

Filière : Ecologie et Environnement
Spécialité : Biodiversité et Ecologie Végétale

Thème

**CONTRIBUTION À L'ÉTUDE DE LA DIVERSITÉ DES
CHAMPIGNONS ÉPIPHYTES DES FEUILLES MORTES
DE *Posidonia oceanica* DE LA RÉGION DE BENI KSILA
(BÉJAIA, ALGÉRIE).**

Présenté par :
SALMI Myassa
Le : 29/06/2025

Devant le jury composé de :

Président : METNA F.
Promotrice : SAADOUN N.
Co-promotrice : TAOURIRT N.
Examinatrice : BERRACHED R.

MCA, UMMTO
Professeur, UMMTO
Doctorante, UMMTO
MCA, UMMTO

Année universitaire : 2024–2025.

Remerciements

Je tiens à exprimer ma gratitude à ma promotrice **SAADOUN N.**, pour son encadrement de qualité, sa disponibilité et la rigueur qu'elle a su apporter tout au long de ce travail.

Je souhaite adresser mes remerciements les plus sincères à Melle **Nermine TAOURIRT**, pour l'aide précieuse qu'elle m'a apportée tout au long de la réalisation de ce travail. Son soutien constant, sa disponibilité, ainsi que la qualité de ses conseils ont grandement contribué à l'aboutissement de ce mémoire.

Je remercie mademoiselle **BERRACHED R.**, qui m'a fait l'honneur d'examiner ce mémoire et de faire partie du jury.

Je remercie également madame **METNA F.**, pour avoir accepté de présider le jury et d'évaluer ce travail avec rigueur.

Dédicace

A mes parents,

Pour votre amour sans limites, votre patience infinie et votre foi inébranlable en moi. Merci d'avoir été ma force dans les moments de doute et ma lumière dans les chemins incertains.

A mes frères et sœurs,

Complices de toujours, mes appuis, mes repères. Dans chaque étape de ce parcours, il y'avait une part de vous ; un mot réconfortant, une présence discrète mais toujours ressentie. Merci pour votre soutien, votre bienveillance constante et votre présence encourageante tout au long de ce parcours.

Liste des figures

Figure 1. Distribution de l'herbier à <i>Posidonia oceanica</i> dans le bassin Méditerranéen (Giakoumi <i>et al.</i> , 2013).	7
Figure 2. Répartition géographique de <i>P. oceanica</i> dans les côtes Algériennes ²	7
Figure 3. Représentations morphologiques et structurelles de <i>Posidonia oceanica</i> : A. Détail morphologique de <i>P. oceanica</i> (Arnaud Abadie, 2012) ; B. Schéma illustrant la structure de la matre (Migliore <i>et al.</i> , 2007) ; C. Photographies de feuilles vivantes et mortes (Banquette) de <i>P. oceanica</i> (source : IUCN, 2024) ; D. Graines et fruits de <i>P. oceanica</i> : A. différentes zones de la graine ; B. fruit ouvert montrant la graine verte (<i>h</i> : hypocotyle ; <i>p</i> : péricarpe ; <i>r</i> : racine primaire) (Celdrán & Marín, 2011).	8
Figure 4. Services écosystémiques que les herbiers de posidonie rendent à l'homme (GIS Posidonie) ³	13
Figure 5. Classification des six règnes (Animalia, Fungi, Chromista, Plantae, Protista, Bacteria) (Cavalier-Smith, 2010).	14
Figure 6. Représentation du mycélium, des hyphes et de la paroi cellulaire fongique (Madusanka <i>et al.</i> , 2024).	15
Figure 7. Morphologie des levures, hyphes et pseudo-hyphes (Min <i>et al.</i> , 2019).	15
Figure 8. Arbre phylogénétique montrant les cinq principaux embranchements fongique (Yemelyanova, 2016).	16
Figure 9. Morphologie de <i>Borealophlyctis paxensis</i> . (A, C). Germes avec un seul axe rhizoïdal. (B, D). Germes avec plusieurs axes rhizoïdaux (Letcher <i>et al.</i> , 2008).	17
Figure 10. <i>Glomus mongioiense</i> . (A, B) Spores en amas lâches avec trois couches pariétales (swl) et une hyphe pédicellée (sh) (Magurno <i>et al.</i> , 2024).	19
Figure 11. Morphologie de <i>Mucor racemosus</i> Fresenius 1850 (Mucorales). (a) Gemmes formées comme structures intercalaire entre les hyphes ; (b) sporangiophores ; (d) columelle, une vésicule stérile et bulbeuse située à l'extrémité du sporangiophore, avec les restes de la paroi du sporange visibles à la base de la columelle ; (e) columelle avec des restes de sporangiospores et de la paroi du sporange visibles à sa base ; (Voigt & Kirk, 2014).	18
Figure 12. <i>Inocybe halimiphila</i> sp. nov. (holotype complet). Caractères micromorphologiques. (A) Cheilocystides à 1000x ; (B) Cheilocystides à 1000x ; (C) Spores à 400x ; (D) Pileipellis à 400x. (Sanna <i>et al.</i> , 2024).	20
Figure 13. <i>Dactyliodendromyces holomorphus</i> . (h, i) conidiophores ; (j) cellules conidiogènes, la flèche indique les anneaux annéliens ; (k) conidies (Barnés-Guirado <i>et al.</i> , 2024).	21
Figure 14. Rôles importants du microbiome de la phyllosphère (Bashir <i>et al.</i> , 2022).	22
Figure 15. Image satellite du site d'échantillonnage (Béni Ksila, Plage Cap Sigli) (Google maps, 2024) ⁴	30
Figure 16. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen pour notre zone d'étude (1991-2021).	32
Figure 17. Position de la région de Béni Ksila sur le climagramme d'Emberger (1991-2021).	33
Figure 18. Préparation du milieu P.D.A	34
Figure 19. Isolement des champignons épiphytes.	35
Figure 20. Mise en culture du surnageant sur milieu P.D.A.	35

Figure 21. Abondance des champignons épiphytes recensés au niveau des feuilles mortes de <i>Posidonia oceanica</i> de la station de Béni Ksila.	44
Figure 22. Observation macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Candida</i> (×400).	45
Figure 23. Observation macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Candida</i> (×400).	46
Figure 24. Observation macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Tricophyton</i> (×400)	46
Figure 25. Analyse en composantes principales des genres fongiques épiphytes des feuilles mortes de <i>Posidonia oceanica</i> de Béni Ksila.	49
Figure 26. ACP représentant les genres épiphytes recensés aux niveaux des feuilles mortes et des feuilles vivantes chez <i>Posidonia oceanica</i> dans la région de Béni Ksila.	54

Liste des tableaux

Tableau 1. Position systématique de l'espèce <i>Posidonia oceanica</i> (wfoplantlist, 2024)	6
Tableau 2. Températures maximales (M), minimales (m) et moyennes mensuelles (M+m)/2 enregistrées au cours de la période (1991 – 2021) pour la station de Béni Ksila	31
Tableau 3. Précipitation moyennes mensuelles et moyennes annuelles enregistrées au cours de la période entre 1991 et 2021 pour la station Beni Ksila	31
Tableau 4. Genres fongiques recensés.....	42
Tableau 5. Abondance des champignons épiphytes recensés au niveau des feuilles mortes de <i>Posidonia oceanica</i> de la station de Béni Ksila.	43
Tableau 6. Résultat de l'analyse de la variance (test ANOVA).....	47
Tableau 7. Test de comparaison des moyennes de Newmann et Keuls concernant <i>Neoscytalidium</i>	48
Tableau 8. Matrice de corrélation entre les différents genres de champignons épiphytes de <i>Posidonia oceanica</i>	48
Tableau 9. Comparaison des abondances des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes chez <i>Posidonia oceanica</i> de Béni Ksila.	50
Tableau 10. Résultat de l'ANOVA entre les deux stades.	52
Tableau 11. Comparaison des moyennes entre FV et FM pour <i>Candida</i>	52
Tableau 12. Comparaison des moyennes entre FV et FM pour <i>Penicillium</i>	53
Tableau 13. Comparaison des moyennes entre FV et FM pour <i>Trichophyton</i>	53
Tableau 14. Matrice de corrélation comparative des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes chez la posidonie.....	54

Sommaire

Introduction générale	9
Chapitre 1. La posidonie et son microbiome fongique	4
1.1 Généralités sur la posidonie	5
1.1.1 Introduction	5
1.1.2 Position systématique de <i>P. oceanica</i>	5
1.1.3 Distribution géographique de <i>Posidonia oceanica</i>	6
1.1.4 Description morphologique de <i>Posidonia oceanica</i>	8
1.1.4.1 Partie souterraine	8
1.1.4.2 Rhizomes	9
1.1.4.3 Feuillage	9
1.1.4.4 Appareil reproducteur.....	9
1.1.5 Reproduction de <i>P. oceanica</i>	10
1.1.5.1 Reproduction asexuée.....	10
1.1.5.2 Reproduction sexuée	10
1.1.6 Ecologie de <i>Posidonia oceanica</i>	10
1.1.7 Mécanisme d'adaptation <i>Posidonia oceanica</i>	12
1.1.8 Rôles de <i>Posidonia oceanica</i>	12
1.2 Mycosphère de la posidonie	13
1.2.1 Introduction	13
1.2.2 Caractéristiques générales des champignons	14
1.2.2.1 Paroi cellulaire.....	14
1.2.2.2 Appareil végétatif des champignons	15
1.2.3 Classification des champignons	16
1.2.4 Mode de vie	21
1.2.5 Phyllosphère et diversité microbienne	22
1.2.6 Champignons épiphytes et recyclage des feuilles mortes de <i>Posidonia oceanica</i>	23
Chapitre 2. Matériel et méthodes	29
2.1 Présentation de la zone d'étude	30
2.2 Climat de la région d'échantillonnage.....	30
2.3 Echantillonnage sur le terrain	33
2.4 Mise en culture des champignons épiphytes	33
2.4.1 Préparation du milieu de culture	33

2.4.2	Isolement des champignons épiphytes	34
2.4.3	Mise en culture des champignons épiphytes	35
2.5	Identification des colonies de champignons.....	35
2.6	Analyse statistique.....	36
Chapitre 3. Résultats et discussion		42
3.1	Répertoire des genres fongiques identifiés.....	42
3.2	Abondance des genres fongiques des feuilles mortes de <i>P. oceanica</i>	43
3.3	Description des genres abondants recensés dans cette étude	44
3.4	Analyse de variance.....	47
3.5	Matrice de corrélation de Pearson	48
3.6	Analyse en composantes principales (ACP)	48
3.7	Comparaison du cortège fongique entre feuilles vivantes et morte chez <i>Posidonia oceanica</i> dans la région de Béni Ksila.....	50
3.7.1	Abondance des genres fongiques isolés des feuilles mortes et vivantes de <i>P. oceanica</i>	50
3.7.2	Analyse de variance ANOVA comparative des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes de <i>P. oceanica</i>	51
3.7.3	Matrice de corrélation des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes	53
3.7.4	Analyse en composante principales comparative entre les mycoépiphytes des feuilles mortes et des feuilles vivantes.....	54
Conclusion générale		42
Références bibliographiques		66

Introduction

Les Angiospermes Monocotylédones, bien que formant un groupe polyphylétique, ont évolué pour vivre entièrement immergées dans des environnements marins et sont connues sous le nom d'herbiers marins (Wissler *et al.*, 2011). *Posidonia oceanica* (L.) Delile, membre de la famille des Posidoniaceae, est l'une des plantes vasculaires à fleurs les plus emblématiques de la mer Méditerranée (Mari *et al.*, 2021), couvrant une superficie estimée entre 2,5 et 5 millions d'hectares (Aires *et al.*, 2011).

Les prairies sous-marines formées par *P. oceanica* sont considérées comme des communautés climaciques, fournissant de nombreux services écosystémiques tant écologiques que socio-économiques (Blanco-Murillo *et al.*, 2022). Cette espèce est largement utilisée comme bioindicateur de la qualité environnementale dans les zones côtières (Zucchetta *et al.*, 2016), car elle augmente considérablement la concentration en oxygène de l'eau (Scaradozzi *et al.*, 2009) et offre un habitat à une biodiversité marine remarquable (Trois *et al.*, 2024). *P. oceanica* subit cependant un déclin préoccupant à l'échelle régionale et mondiale en raison de perturbations naturelles et anthropiques (Ardizzone *et al.*, 2006 ; Boudouresque *et al.*, 2009). Malgré les mesures de protection prévues par divers accords internationaux (Holmer *et al.*, 2008), sa capacité de régénération demeure très faible, rendant ses pertes locales souvent irréversibles (McDonald *et al.*, 2023).

Les banquettes formées par l'accumulation de feuilles mortes jouent un rôle clé dans la protection contre l'érosion côtière, en agissant comme un bouclier naturel qui amortit la houle et stabilise le sable (Leoni *et al.*, 2009).

Les feuilles mortes de *P. oceanica*, une fois détachées, ne constituent pas un simple résidu, mais un élément fondamental du cycle de recyclage de la matière organique en milieu marin. Ces feuilles en décomposition libèrent des nutriments et servent de substrat à une large communauté de microorganismes, en particulier de champignons (López-García *et al.*, 2019). Les champignons, en tant que décomposeurs primaires, jouent un rôle central dans la fragmentation de la matière organique lignocellulosique, facilitant ainsi sa minéralisation et son intégration dans les réseaux trophiques benthiques (Gnavi *et al.*, 2014 ; Stipich *et al.*, 2023). Par leurs enzymes extracellulaires, ils participent au recyclage de la biomasse foliaire, soutenant la productivité et le fonctionnement de l'écosystème (Jones & Pang, 2012).

Au-delà de son rôle structurant d'écosystème, *Posidonia oceanica* représente un habitat unique pour un mycobiote encore largement inexplorée. Dans cet écosystème, les champignons, qu'ils soient épiphytes ou endophytes, interviennent dans des interactions complexes, influençant la santé et la dynamique de la plante hôte (Panno *et al.*, 2013 ; Poli *et al.*, 2023). La diversité fongique associée à *P. oceanica* semble considérablement plus riche que celle observée chez d'autres organismes marins, tels que les algues, les coraux ou les éponges, ainsi que chez d'autres phanérogames marines comme *Thalassia testudinum* ou *Zostera marina* (Gnavi *et al.*, 2014). Les organismes fongiques épiphytes participent également à la production primaire, à la transformation des sédiments et à la stabilité des chaînes trophiques associées (Naccarato *et al.*, 2024 ; Lepoint *et al.*, 2007).

La présente étude vise à établir un inventaire de champignons épiphytes associés aux feuilles mortes de *Posidonia oceanica* collectées sur la plage de Béni Ksila, dans la wilaya de

Béjaïa, afin de mieux comprendre la diversité de ces microorganismes colonisant la surface foliaire en phase de décomposition.

Ce mémoire s'inscrit dans le cadre des recherches menées par le laboratoire Ressources Naturelles de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou. Il est structuré en trois chapitres principaux, à savoir :

- le premier chapitre est consacré à la description de *Posidonia oceanica*, espèce ingénieuse des écosystèmes marins, ainsi qu'à son interaction avec son microbiome fongique épiphytique ;
- le deuxième chapitre décrit le matériel et les méthodes mises en œuvre au cours de cette étude, en détaillant les techniques de prélèvement, les conditions de culture, les approches d'identification des champignons, ainsi que les outils statistiques utilisés pour l'analyse des données ;
- le troisième chapitre présente les résultats obtenus, suivis d'une discussion comparative avec les travaux antérieurs sur le sujet.

Ce mémoire se termine par une synthèse des principaux résultats et une ouverture sur les perspectives futures de recherche.

Chapitre 1. La posidonie et son microbiome fongique

1.1 Généralités sur la posidonie

1.1.1 Introduction

A la fin du crétacé, il y a environ 100 millions d'années, des herbiers marins vivaient dans les eaux côtières de l'océan Téthys (Cantasano, 2023). Aujourd'hui, les espèces de ce genre niché entre l'Australie et la méditerranée, à plus de 17000 km de distance, présente une répartition fragmentaire unique. L'Australie occidentale abrite les plus grandes prairies sous-marines du monde renfermant la plus grande diversité d'espèce de *Posidonia*, tandis que *Posidonia oceanica* est la seule espèce de ce genre vivant dans la mer Méditerranéenne (Celdran *et al.*, 2015).

Posidonia oceanica (L.) Delile, membre de la famille des Posidoniaceae, est l'une des plantes vasculaires aquatiques à fleurs les plus répandues de la mer méditerranéenne (Mari *et al.*, 2021). Cette plante couvre environ 1,5% de la surface de la mer Méditerranée (Vacchi *et al.* 2017) et peut former des herbiers ou des prairies qui s'installent jusqu'à 40 à 45 m de profondeur (Telesca *et al.*, 2015).

Cette plante est considérée comme une ressource naturelle importante, avec une variété d'applications tant industrielles qu'écologiques (Trache *et al.*, 2023). Les herbiers constituent la principale source de production primaire côtière. Ils servent également de nurserie et d'habitat permanent pour plusieurs espèces végétales et animales (Rigo *et al.*, 2021) et sont des puits de carbone d'importance mondiale (Traganos *et al.*, 2022). Cette espèce abrite également une grande diversité de microorganismes, dont une proportion considérable sont des champignons. Cette composition de microorganismes fongiques semble être d'une très grande importance (Panno *et al.*, 2013).

1.1.2 Position systématique de *P. oceanica*

Selon APG (2016) in wfoplantlist (2024), la classification phylogénétique de *Posidonia oceanica* permet de la situer parmi les plantes vasculaires marines. Appartenant au règne Plantae, elle fait partie des Trachéophytes, caractérisées par un système vasculaire permettant le transport de la sève. Classée parmi les Spermatophyta, elle se reproduit par graines, contrairement aux algues. Son appartenance aux Liliopsida (Monocotylédones) souligne des traits morphologiques distinctifs, tandis que son classement dans l'ordre des Alismatales et la famille des Posidoniaceae reflète son adaptation au milieu marin (wfoplantlist, 2024) (Tableau. 1).

Tableau 1. Position systématique de l'espèce *Posidonia oceanica* (wfoplantlist, 2024) ^a

Règne	Plantae
Infra-Règne	Streptophyta
Classe	Equisetopsida
Sous-Classe	Magnoliidae
Ordre	Alismatales
Famille	Posidoniaceae
Genre	<i>Posidonia</i>
Espèce	<i>Posidonia oceanica</i> (L.) Delile, 1813

1.1.3 Distribution géographique de *Posidonia oceanica*

P. oceanica occupe une superficie de la mer Méditerranée comprise entre 2,5 et 5 millions d'hectares (Aires *et al.* 2011), elle s'étend de la côte turque (Méditerranée orientale) jusqu'à la côte sud de l'Espagne (Méditerranée occidentale), elle est assez commune dans toute la péninsule ibérique, cependant sa présence décroît vers l'ouest. Actuellement, elle est particulièrement rare à Malaga où elle a subi un déclin spectaculaire au cours des dernières décennies (Azcarate-García, Beca-Carretero, et Brun 2023) (Figure. 1).

Une étude réalisée dans le but de connaître la répartition des herbiers révèle que dans les parties nord-ouest et centrale de la mer Méditerranée, la posidonie est plutôt bien représentée, mais elle est peu documentée dans la partie sud du bassin (l'Algérie et la Libye), tandis que dans la moitié orientale de la mer Méditerranée (Syrie, Liban et une partie des côtes égyptiennes, à l'exception du delta du Nil), elle est quasiment absente (Telesca *et al.*, 2015) (Figure. 1).

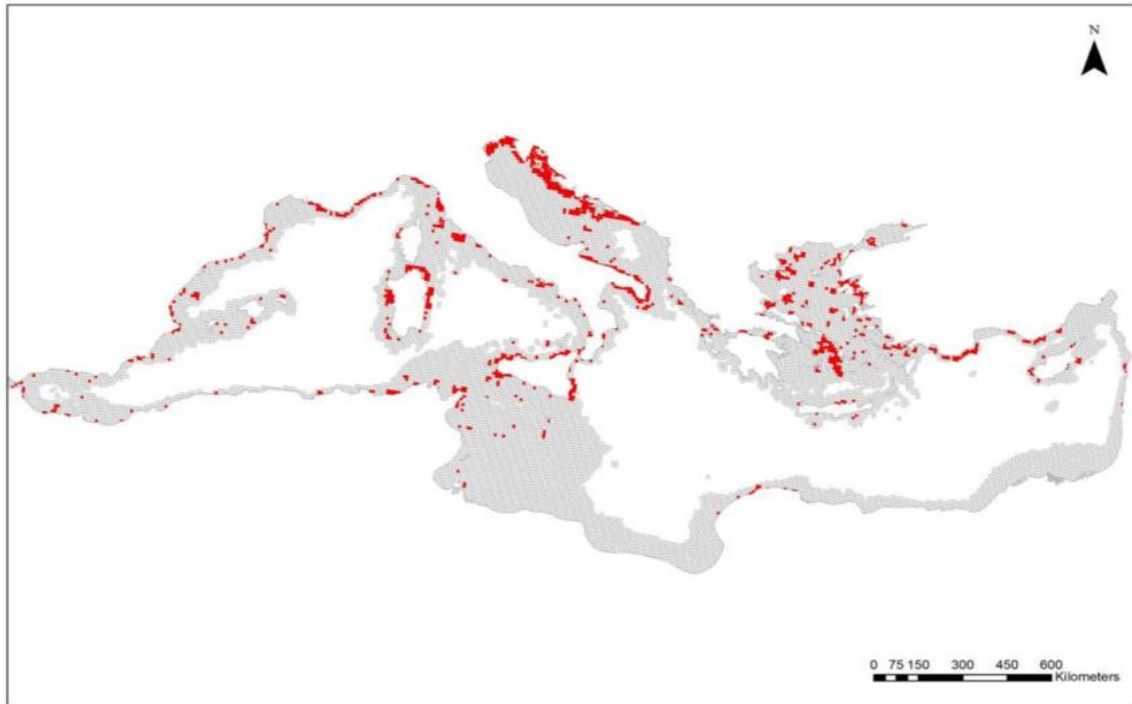


Figure 1. Distribution de l'herbier à *Posidonia oceanica* dans le bassin Méditerranéen (Giakoumi *et al.*, 2013).

Les herbiers de cette plante à fleur s'étendent le long des côtes d'Algérie, nous citons à titre d'exemple les côtes d'El Taref, Annaba, Jijel, Béjaïa, Tizi Ouzou, Boumerdès, Alger, Tipaza, Mostaganem, Oran, Ain Témouchent et Tlemcen (Figure. 2).

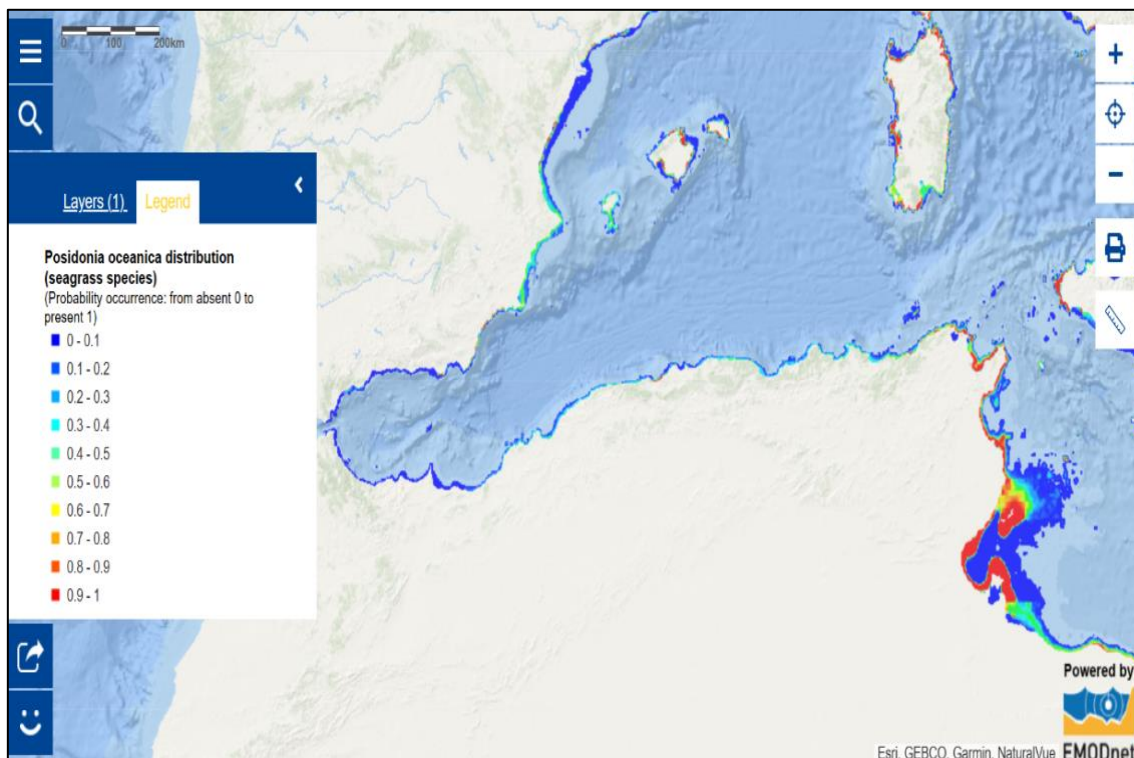


Figure 2. Répartition géographique de *P. oceanica* dans les côtes Algériennes ^b.

1.1.4 Description morphologique de *Posidonia oceanica*

Posidonia oceanica est une plante appartenant à la division des Magnoliophytes, c'est une espèce vivace hydrophyte robuste (Haznedaroğlu & Akarsu 2009). C'est une plante rhizomateuse avec un modèle de croissance très ordonné qui répète les modules (racines, entre-nœuds du rhizome, feuilles et inflorescences) (Marbà *et al.* 2002) (Figure. 3a).

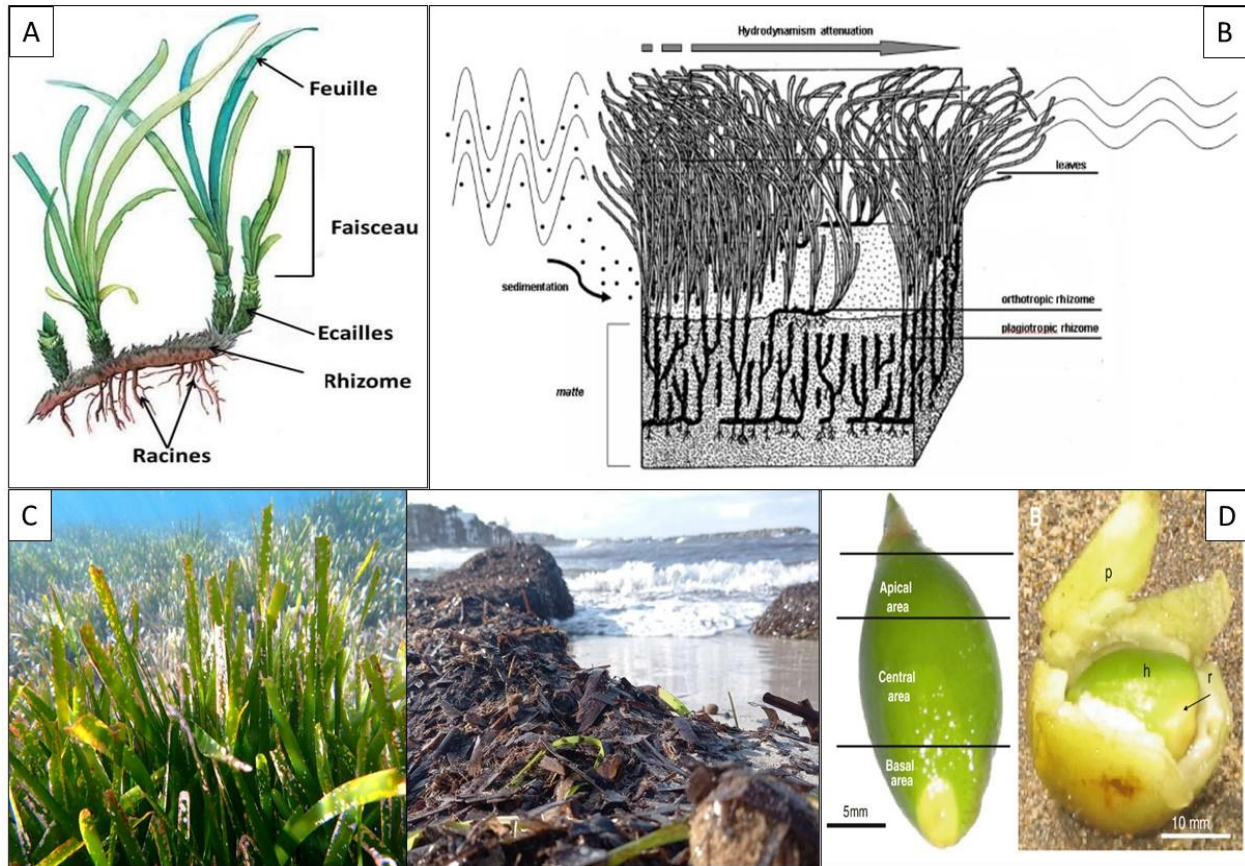


Figure 3. Représentations morphologiques et structurales de *Posidonia oceanica* :

A. Détail morphologique de *P. oceanica* (Arnaud Abadie, 2012) ;

B. Schéma illustrant la structure de la mat (Migliore *et al.*, 2007) ;

C. Photographies de feuilles vivantes et mortes (Banquette) de *P. oceanica* (source : IUCN, 2024) ;

D. Graines et fruits de *P. oceanica* : A. différentes zones de la graine ; B. fruit ouvert montrant la graine verte (*h* : hypocotyle ; *p* : péricarpe ; *r* : racine primaire) (Celdrán & Marín, 2011).

1.1.4.1 Partie souterraine

La mat, une structure en terrasse auto-construite, est constituée de rhizomes et de racines entrelacés qui piègent les sédiments (Bidak *et al.*, 2021) (Figure. 3b) Un mètre de hauteur de mat correspond à environ un siècle de croissance (Molenaar *et al.*, 2000). Ces sédiments peuvent stocker d'importantes quantités de carbone organique, de carbonates et de nutriments (Serrano *et al.*, 2012). Les mattes mortes pourraient servir d'archives pour détecter les changements environnementaux dans des zones où l'histoire écologique est mal connue (Apostolaki *et al.*, 2022).

Les racines de *P. oceanica* se développent principalement à partir des nœuds des rhizomes. Elles sont largement ramifiées (Kuo et Hartog, 2006). Après la germination, les

racines primaires et adventives développent des poils racinaires (Zenone *et al.*, 2020) (figure.3b).

1.1.4.2 Rhizomes

Les rhizomes sont des tiges souterraines qui peuvent être soit rampantes (plagiotropes), soit dressées (orthotropes) (Boudouresque *et al.*, 2006). Leur taux de croissance est faible, compris entre 1 et 7 cm/an (Pergent-Martini *et al.*, 2006) (figure. 3b).

1.1.4.3 Feuillage

Les feuilles de *P. oceanica* sont en forme de ruban, mesurant entre 40 et 140 cm de longueur et entre 7 et 11 mm de largeur. Elles possèdent 13 à 17 nervures qui se fixent distalement (Pergent-Martini et Le Ravallec, 2007) (figure.3c).

Les feuilles sont disposées au centre du faisceau et les plus anciennes sont progressivement repoussées vers l'extérieur à mesure que de nouvelles feuilles apparaissent. En vieillissant, elles développent un pétiole (Bédhomme *et al.*, 1983). L'extrémité des feuilles présente une structure cylindrique appelée gaine foliaire, qui est liée au rhizome (Leiva-Dueñas *et al.*, 2018). Lorsque les feuilles meurent, seul le limbe se détache, tandis que la base engainante (parfois appelée à tort "écaille") reste fixée au rhizome et peut perdurer des millénaires dans la matre (Pergent et Pergent-Martini, 1990).

Les feuilles mortes, emportées par les vagues, s'accumulent sur les plages et forment des structures spécialisées appelées banquettes (Zachama *et al.*, 2011). En automne, *Posidonia oceanica* perd ses feuilles. Elles sont déversées le long du rivage par l'action des vagues, de tempêtes automnales et de surcotes marines et créent alors des structures de feuilles mortes après décomposition appelées banquettes (Messina *et al.*, 2021) (figure. 3c) Avec le temps, ces accumulations s'élèvent progressivement pour atteindre jusqu'à 2,5 m de hauteur (Shabaka *et al.*, 2021). Par ailleurs, les banquettes de *Posidonia oceanica* sont essentiellement constituées de cellulose, d'hémicellulose et de lignine (Rubio-Portillo *et al.*, 2021).

Comparées aux feuilles vertes de *Posidonia oceanica*, la litière brune se décompose plus lentement (Amoroso *et al.*, 2024), sur une période allant de plusieurs mois à plusieurs années. Elle est régulée à la fois par des facteurs physiques comme la fragmentation due aux vagues, et par l'action des microorganismes qui assurent la dégradation de la matière organique (Remy *et al.*, 2021).

1.1.4.4 Appareil reproducteur

- **Fleurs**

Les fleurs de *P. oceanica* sont actinomorphes, bisexuées et sans périanthe. Chaque fleur possède trois étamines et un seul carpelle sphéroïde, avec un style court et irrégulièrement lobé, un ovule unique et un stigmate sessile et orné (Kuo & Mc Comb, 1998). L'ovaire (style inclus) mesure entre 4 et 6 mm et présente une teinte verte (Boudouresque & Thélin, 1985). La floraison se produit en septembre dans les herbiers peu profonds et en novembre dans ceux situés à plus de 15 m de profondeur (Buia & Mazzella, 1991) (figure. 3d).

- **Fruits et graines**

P. oceanica produit des fruits ovoïdes contenant une seule graine, entourée d'un péricarpe charnu et spongieux. Après la dissociation de la plante, le fruit flotte librement à la surface de la mer pendant quelques jours avant la déhiscence (Belzunce *et al.*, 2005) (figure. 3d).

1.1.5 Reproduction de *P. oceanica*

La posidonie est une espèce monoïque, dont les populations sont constituées d'une mosaïque de parcelles clonales de différentes tailles, en conséquence la fécondation peut se produire entre les fleurs mâles et femelles sur la même tige, du même clone ou d'individus ayant une génétique comparable (Orsini *et al.* 2001). Cette espèce se reproduit de manière sexuée par germination et de manière asexuée par prolifération végétative de rhizomes souterrains (Orsini *et al.* 2001), s'appuyant à la fois sur des circonstances environnementales extérieure et des signaux internes (Stipcich *et al.*, 2024).

1.1.5.1 Reproduction asexuée

Les herbiers marins sont des plantes clonales qui peuvent se propager de manière asexuée par le développement végétatif de leurs rhizomes horizontaux (tiges souterraines), à partir desquels de nouveaux individus clonaux apparaissent (Tomas *et al.* 2024). Le développement de cette espèce est lent, avec une longueur moyenne de 1cm/an pour les axes orthotropes, de 3,5 cm à 7,5 cm pour les axes plagiotropes et moins de 1 à 6 ramifications chaque année selon les axes (Gilberte & Alexandre, 1992). Elle semble être la principale méthode de reproduction de cette espèce (Meinesz *et al.*, 1991).

Des plantules pseudovivipares ont été détectées dans 26% des inflorescences d'une prairie de *P. oceanica* au large de l'île de Formentera en mai 2004 (Ballesteros *et al.*, 2005). Cette nouvelle forme de reproduction permet à de nombreux herbiers marins y compris *Posidonia oceanica*, de se reproduire de manière asexuée dans des conditions extrêmes en remplaçant les organes floraux par des plantules (Sinclair *et al.*, 2016).

1.1.5.2 Reproduction sexuée

Le recrutement sexuel peut être divisé selon trois phases cruciales visant à maximiser l'efficacité photosynthétique et à établir des plantules dans les sédiments : premièrement, la dispersion des fruits, ensuite l'adhésion des graines et enfin l'ancrage des plantules (Guerrero-Meseguer *et al.*, 2018). La reproduction sexuée est la principale source de variété génétique, même si l'on pense qu'il s'agit d'une procédure ayant un succès minimal (Entrambasaguas *et al.*, 2017).

1.1.6 Ecologie de *Posidonia oceanica*

La posidonie est soumise à de nombreux facteurs environnementaux qui conditionnent sa répartition, sa croissance et sa résilience. Nous vous présentons ci-dessous (Tableau. 2) une synthèse des principaux paramètres écologiques influençant cette plante marine, ainsi que les impacts associés.

Tableau 2. Facteurs écologiques influençant la répartition de *P. oceanica*

Facteur / Aspect	Effets sur <i>P. oceanica</i>	Sources
Croissance & longévité	Croissance lente mais vie longue ; bioindicateur de la qualité des eaux côtières	Dattolo <i>et al.</i> , (2017) ; Zucchetta <i>et al.</i> , (2016)
Substrats	Colonise substrats rocheux et sableux ; meilleure tolérance aux contraintes hydrodynamiques sur rochers	Tursi <i>et al.</i> , (2022) ; Zenone <i>et al.</i> , (2022)
Température	Supporte de larges fluctuations ; optimale entre 17–20 °C, seuil critique vers >27 °C sur plusieurs jours entraîne la baisse de photosynthèse et mortalité des semis	Helber <i>et al.</i> , (2021)
Salinité	Sensible aux baisses de salinité ; vit dans 36,5–39,7 psu. Taux > 42 psu ou < 36 psu nuisent à la croissance et survie	Sartoretto & Baucour, (2012) ; Marín-Guirao <i>et al.</i> , (2013) ; Ruiz <i>et al.</i> , (2009)
Hydrodynamisme	Enracinement plus résistant sur substrats rocheux ; moindre réussite dans fonds meubles	Zenone <i>et al.</i> , (2022)
Qualité de l'eau/sédiments	Très vulnérable à l'eutrophisation, turbidité, anoxie : déclin global amorcé et appuyé par sédimentation et habitats altérés	Jiménez-Casero <i>et al.</i> , (2023) ; Ardizzone <i>et al.</i> , (2006) ; Boudouresque <i>et al.</i> , (2009) ; Mari <i>et al.</i> , (2021)
Menaces & pression anthropique	Pollution, chalutage, aménagements, plage, polluants, réchauffement climatique, espèces invasives : aggravent le déclin	Ruiz et Romero, (2003) ; Blanco-Murillo <i>et al.</i> , (2022) ; Abadie, (2014) ; Fernández-Torquemada <i>et al.</i> , (2005) ; Rinaldi <i>et al.</i> , (2023)
Capacité de régénération & protection	Faible, souvent irréversible ; espèce protégée (convention de Berne, Barcelone...), mais fragile (régénération lente, vie longue)	Holmer <i>et al.</i> , (2008) ; Mc Donald <i>et al.</i> , (2023)

1.1.7 Mécanisme d'adaptation *Posidonia oceanica*

Tout au long de l'évolution, les organismes vivants ont dû répondre aux changements environnementaux par des stratégies de migration, de tolérance ou d'adaptation (Jahnke *et al.*, 2019). *Posidonia oceanica* démontre une résilience notable face aux stress abiotiques de son milieu naturel, notamment la salinité, la température et l'hydrodynamisme.

L'un des mécanismes clés de cette résilience repose sur sa capacité à maintenir un équilibre hydrique positif. En situation de stress hypersalin, cette plante réduit le potentiel hydrique de ses feuilles, limitant ainsi les pertes en eau au sein des tissus (Garrote-Moreno *et al.*, 2015). Ce processus est renforcé par une osmorégulation active, impliquant l'accumulation de solutés compatibles qui stabilisent l'état hydrique interne (Sandoval-Gil *et al.*, 2012).

Pour s'adapter aux variations d'intensité lumineuse, notamment avec la profondeur, *P. oceanica* ajuste sa morphologie en simplifiant progressivement la structure de sa canopée, optimisant ainsi la capture de la lumière (Dattolo *et al.*, 2017b). Par ailleurs, elle développe des poils racinaires persistants, qui assurent une fixation solide sur les substrats rocheux (Badalamenti *et al.*, 2015).

En réponse aux hausses de température, l'espèce réagit par une réduction du nombre et de la taille des feuilles, ainsi qu'un ralentissement du développement des rhizomes, minimisant ainsi les pertes d'énergie et les dommages tissulaires (Nguyen *et al.*, 2023). Sur le plan anatomique, elle montre également une adaptation remarquable à la vie immergée : ses feuilles perdent leurs stomates et voient leur cuticule s'amincir fortement, tandis que leur épiderme devient le principal site de photosynthèse (Nicastro *et al.*, 2015).

Enfin, *P. oceanica* bénéficie d'interactions fonctionnelles étroites avec un cortège microbien spécifique. Des communautés microbiennes contribuent à renforcer sa tolérance aux stress abiotiques, à améliorer sa nutrition et à soutenir sa résilience écologique face aux perturbations (Garcias-Bonet *et al.*, 2012 ; Weigand *et al.*, 2020).

1.1.8 Rôles de *Posidonia oceanica*

Les prairies de *Posidonia oceanica* sont des communautés climaciques qui fournissent une multitude de services écosystémiques écologiques et socio-économiques (Blanco-Murillo *et al.* 2022) (Figure. 4).

- *P. oceanica* séquestre 10 à 27% du carbone total fixé par la plante, pouvant atteindre jusqu'à 9 millions de tonnes par an à l'échelle méditerranéenne (Boudouresque *et al.* 2016). Elle absorbe également les polluants par la filtration de l'eau (Campagne *et al.* 2015) et elle augmente considérablement la concentration en oxygène de l'eau (Scaradozzi *et al.* 2009).
- Elle abrite une grande variété de vie marine (Trois *et al.*, 2024) : environ 20 à 25% des espèces de crustacés et de poissons d'importance économique connues en Méditerranée (Boudouresque *et al.*, 2007).

- Les banquettes jouent un rôle écologique important, notamment dans la préservation des littoraux contre l'érosion ; elles produisent un bouclier qui protège le littoral, modifie et soutient le mouvement de la houle (Leoni *et al.*, 2009), comme elle contribue à la stabilisation des fonds littoraux mobiles grâce à la structure de la matre, minimisant ainsi l'influence des courants et des vagues (Fattobene *et al.* 2024).
- De plus, *Posidonia oceanica* est une espèce sentinelle considérée comme un indicateur biologique fiable, pour évaluer la qualité des eaux côtières et l'état écologique général de l'environnement marin méditerranéen (Guala *et al.*, 2012).

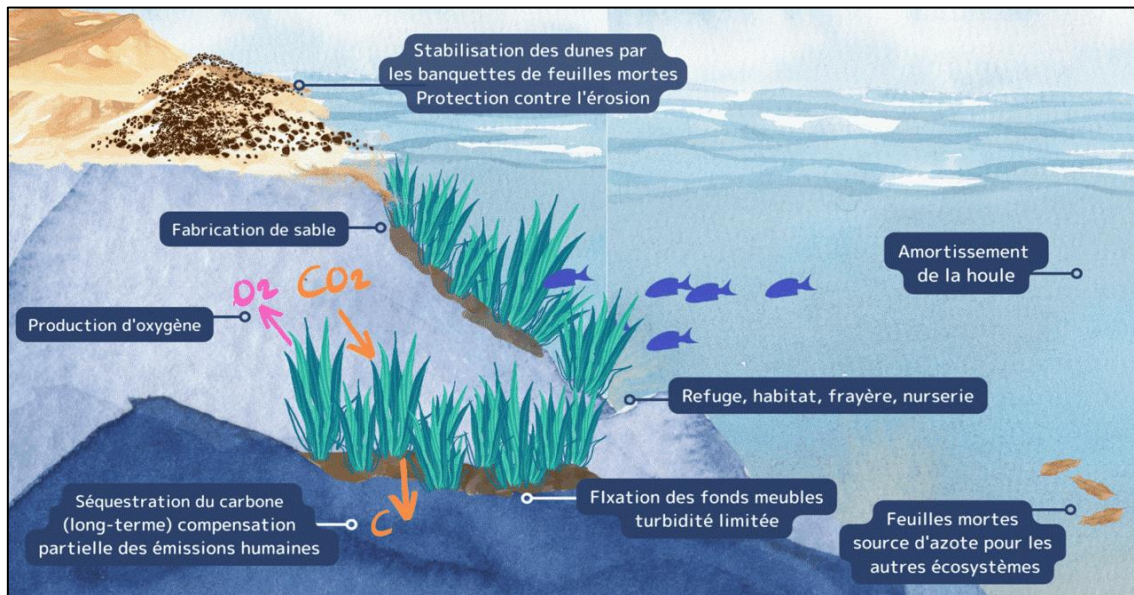


Figure 4. Services écosystémiques que les herbiers de posidonie rendent à l'homme (GIS Posidonie) ^c.

1.2 Mycosphère de la posidonie

1.2.1 Introduction

Au-delà de son rôle écologique majeur en tant qu'espèce ingénieure d'écosystème, *Posidonia oceanica* constitue également un habitat privilégié pour une diversité microbienne encore peu explorée, notamment sa mycosphère. Dans cet écosystème, les champignons jouent un rôle clé dans les interactions biologiques et les processus écologiques (Panno *et al.* 2013 ; Poli *et al.* 2022). Les champignons, organismes cosmopolites, se retrouvent dans une grande variété d'habitats, qu'il s'agisse de milieux aquatiques, terrestres, de la litière, des débris végétaux et animaux en décomposition, ou encore en tant que colonisateurs des tissus de plantes ou d'animaux vivants (Dix, 2012).

Les champignons représentent le deuxième règne eucaryote le plus diversifié sur Terre (Raghukumar, 2017). Bien que les estimations du nombre total d'espèces fongiques varient considérablement, certaines études suggèrent qu'il pourrait exister jusqu'à 13,5 millions d'espèces de champignons dans le monde (Abdel-Azeem, 2010). Ces organismes, ni animaux ni végétaux, appartiennent à un règne distinct : les Fungi (Cavalier-Smith, 2010) (Figure. 5). Ils se caractérisent par l'absence de chlorophylle et une paroi cellulaire composée principalement de chitine, bien que certains groupes possèdent également de la cellulose (Roberts, 1981). Les

champignons peuvent être unicellulaires, comme les levures qui se reproduisent par bourgeonnement, ou multicellulaires, formant des hyphes filamenteux qui s'étendent par croissance apicale pour constituer un réseau mycélien (Kibbler *et al.*, 2018).

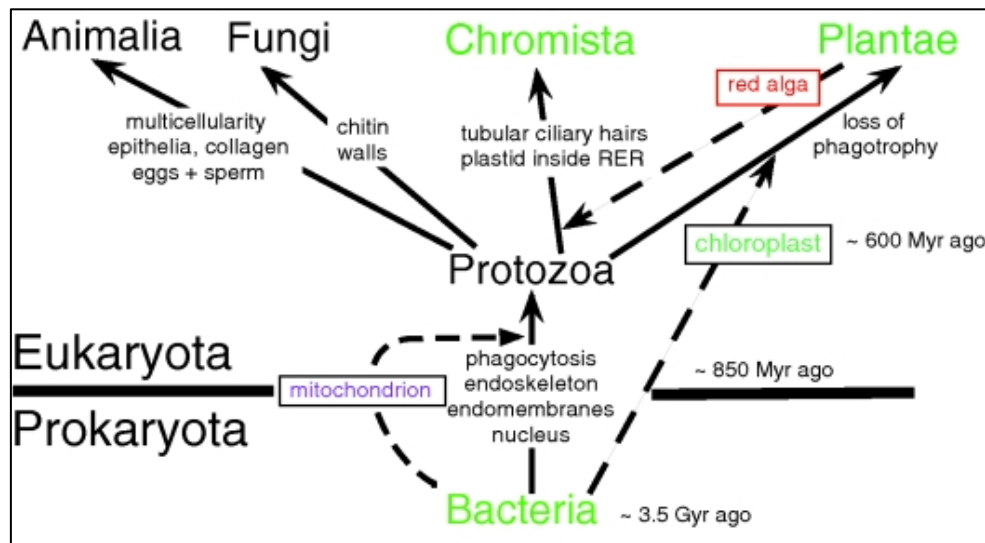


Figure 5. Classification des six règnes (Animalia, Fungi, Chromista, Plantae, Protista, Bacteria) (Cavalier-Smith, 2010).

1.2.2 Caractéristiques générales des champignons

1.2.2.1 Paroi cellulaire

Les parois cellulaires des champignons présentent une structure distincte de celle des plantes, qui reposent principalement sur la cellulose (Bowman & Free, 2006). Elles sont essentiellement constituées de glucanes, mannanes, chitine et protéines, ces dernières étant fréquemment liées aux polysaccharides pour former des glycoprotéines (Madusanka *et al.*, 2024). Ces composants confèrent à la paroi sa rigidité et participent au maintien de la forme cellulaire (Garcia-Rubio *et al.*, 2020). Chez la plupart des levures, la teneur en chitine reste faible comparée à d'autres espèces fongiques (Mc Connaughey, 2014).

Souple et adaptative, la paroi joue également un rôle de barrière sélective, protégeant la cellule contre les stress osmotiques et les agressions de l'environnement. Elle constitue par ailleurs un site clé d'interaction entre le champignon et son milieu (Pontón, 2008) (Figure. 6).

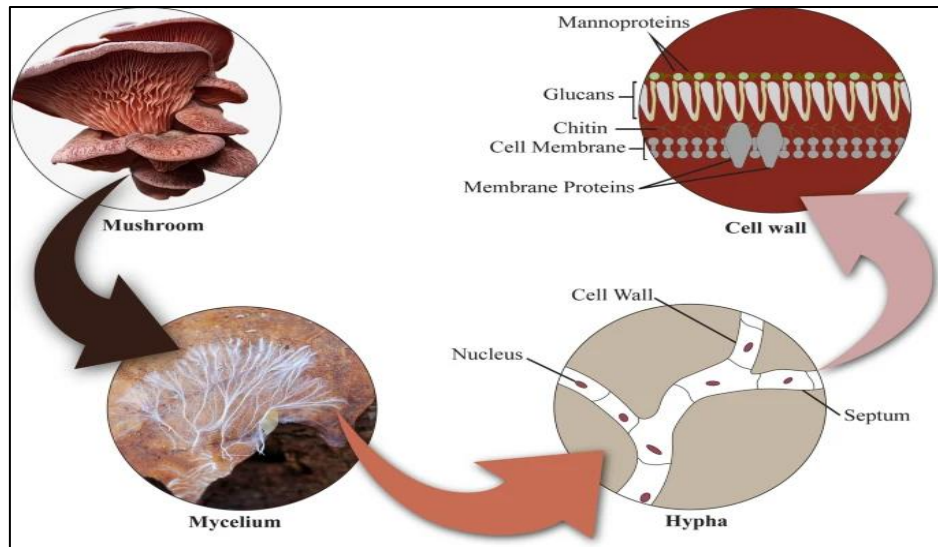


Figure 6. Représentation du mycélium, des hyphes et de la paroi cellulaire fongique (Madusanka *et al.*, 2024).

1.2.2.2 Appareil végétatif des champignons

- **Champignons unicellulaires (levures)**

D'un point de vue morphologique, une levure est un champignon unicellulaire de forme sphérique à ellipsoïdale, avec un diamètre variant de 3 à 15 μm qui se reproduit par bourgeonnement simple. Sous certaines conditions, la cellule de levure peut donner naissance à des pseudo-hyphes ainsi qu'à un pseudo-mycélien (Gorthi, 2019) (Figure. 7).

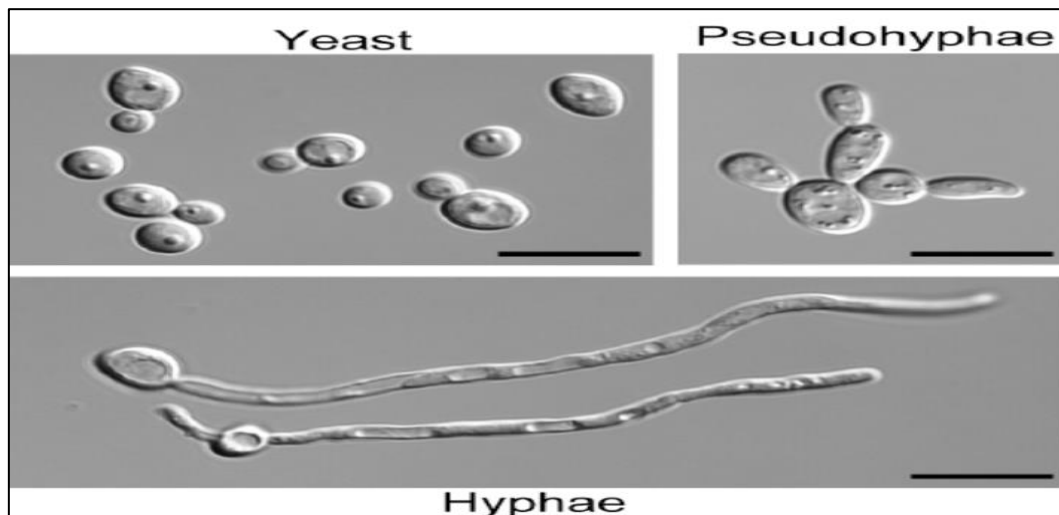


Figure 7. Morphologie des levures, hyphes et pseudo-hyphes (Min *et al.*, 2019).

- **Champignons pluricellulaires**

Une caractéristique importante des champignons qui a contribué à leur exploitation efficace de nombreux niches écologiques est la création d'un thalle filamenteux appelé mycélium (Carris *et al.*, 2012) qui constitue l'appareil végétatif des champignons (Udayanga et Miriyagalla, 2021).

Le mycélium possède une structure poreuse composée de filaments tubulaires appelés hyphes. Ces derniers ont généralement une longueur comprise entre quelques microns et plusieurs mètres, avec des diamètres variant de 1 à 30 μm , selon l'espèce et les conditions de croissance (Islam *et al.*, 2017). Les hyphes sont globalement identiques dans les différents groupes taxonomiques de champignons, avec des variations mineures, comme la présence ou l'absence de cloisons à l'intérieur des cellules hyphales appelé septa (Holt *et al.*, 2024).

1.2.3 Classification des champignons

Historiquement, l'identification des champignons reposait principalement sur l'examen de caractéristiques physiologiques et morphologiques, telles que les structures de reproduction et l'apparence des colonies (Kim, 2024). Cependant, les études moléculaires ont permis de dépasser ces approches en affinant la définition et l'identification des espèces fongiques, tout en clarifiant les relations phylogénétiques entre les différentes espèces et au sein de celle-ci et ont également corrigé les erreurs taxonomiques liées aux méthodes de classifications et d'identification phénotypiques utilisées précédemment (Kidd *et al.*, 2023).

Le règne des Champignons, traditionnellement, comprend cinq phyla : les Chytridiomycota, les Zygomycota, les Glomeromycota et les Dikarya, contenant les phyla des Ascomycota et des Basidiomycota) (Liu, 2024) (Figure. 8).

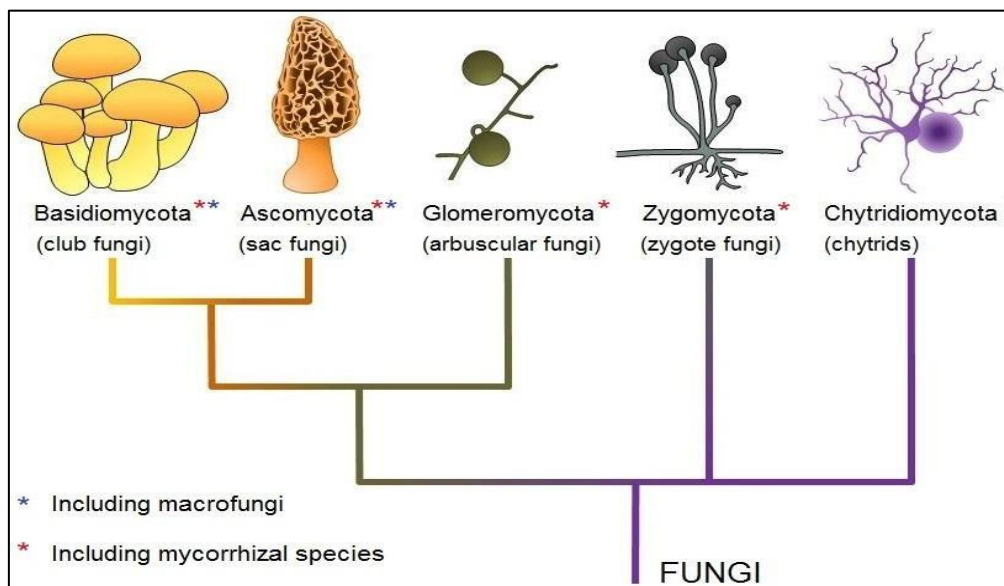


Figure 8. Arbre phylogénétique montrant les cinq principaux embranchements fongiques (Yemelyanova, 2016).

- **Chytridiomycota**

Les Chytridiomycota sont les champignons les plus basiques et les plus anciens ; ils sont considérés comme les ancêtres de tous les champignons et sont apparus peu après l'ère Précambienne (Dube, 2013). Ces champignons se rencontrent principalement dans les eaux

douces, bien qu'ils puissent également être retrouvés dans le sol, qui devient un environnement aquatique lorsqu'il est inondé (Wraight *et al.*, 2007).

Dans leur cycle de vie, les chytrides forment une structure connue sous le nom de sporange, qui génère des spores mobiles dotées d'un flagelle qui facilite leur déplacement (Ibelings *et al.*, 2004) et contrairement aux autres membre du règne, ces spores sont asexuées, mobiles et dépourvues de paroi (zoospores) (Longcore, 2001) (Figure. 9).

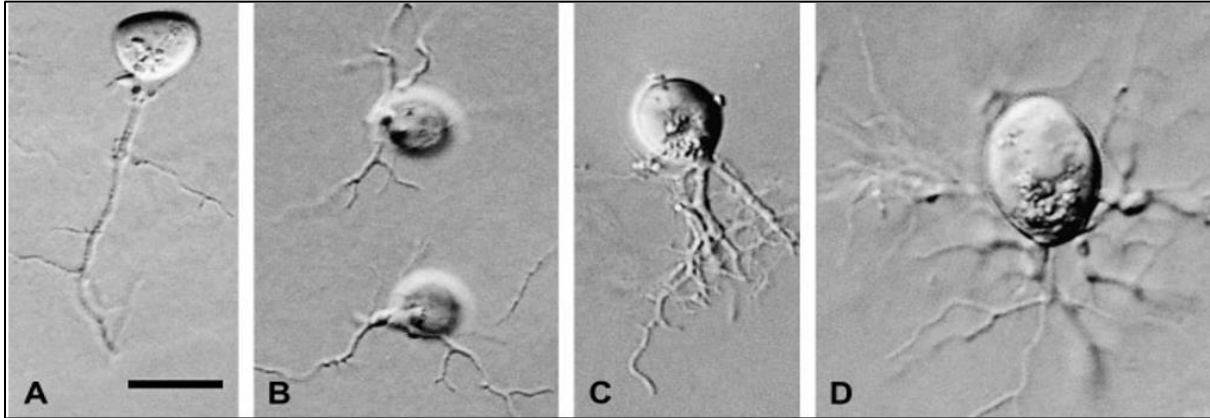


Figure 9. Morphologie de *Borealophlyctis paxensis*. (A, C). Germes avec un seul axe rhizoïdal. (B, D). Germes avec plusieurs axes rhizoïdaux (Letcher *et al.*, 2008).

• Zygomycota

Les Zygomycota sont un groupe diversifié de champignons non zoosporiques, divisés en deux classes : les Zygomycètes et les Trichomycètes (Richardson, 2009). Ce sont des champignons hétérotrophes qui se reproduisent par voie sexuée, comme en témoigne le développement de zygospores et par voie asexuée par aplanospores (sporangiospores, trichospores, conidies, cellules de levures, arthrospores, chlamydospores) (Benny *et al.*, 2001). La majorité des espèces de Zygomycota sont saprophytes, mais certaines peuvent également être des agents pathogènes facultatifs des plantes, des animaux et des champignons (White *et al.*, 2006). Ces champignons se caractérisent par des hyphes qui ont peu, voire pas de cloisons (septa) et sont essentiellement des tubes non obstrués (Pitt et Hocking, 2022) (Figure. 11).

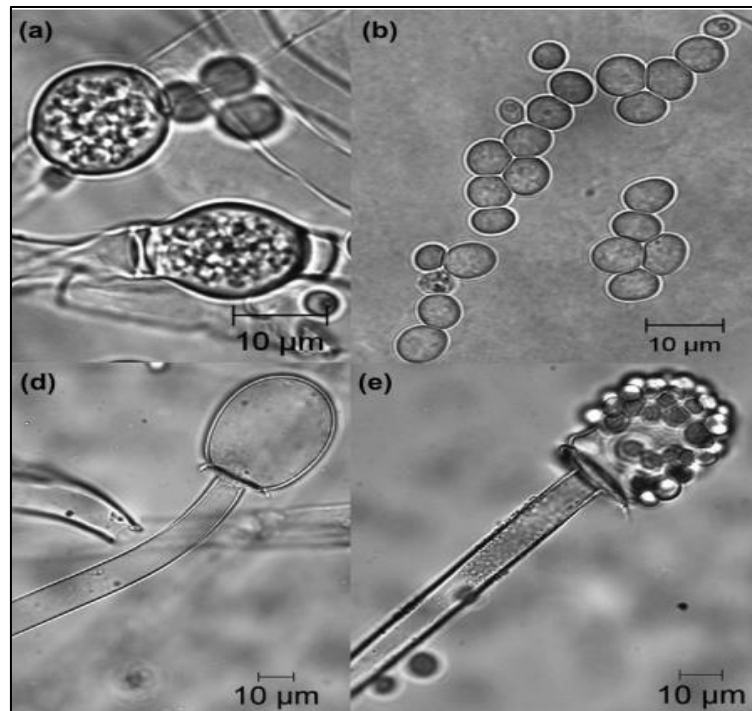


Figure 10. Morphologie de *Mucor racemosus* Fresenius 1850 (Mucorales). (a) Gemmes formées comme structures intercalaire entre les hyphes ; (b) sporangiophores ; (d) columelle, une vésicule stérile et bulbeuse située à l'extrémité du sporangiophore, avec les restes de la paroi du sporange visibles à la base de la columelle ; (e) columelle avec des restes de sporangiospores et de la paroi du sporange visibles à sa base ; (Voigt & Kirk, 2014).

• Glomeromycota

L'embranchement des Glomeromycota comprend tous les champignons mycorhiziens arbusculaires connus, qui ont co-évolué avec leurs hôtes depuis que des plantes ont envahi l'environnement terrestre, il y a environ 430 millions d'années au cours de la période ordovicienne (Stürmer, 2012).

Ces champignons utilisent leur vaste mycélium pour explorer le sol et d'autres substrats (Fig. 10). Les plantes obtiennent des nutriments inorganiques grâce à ces champignons, tandis que ces derniers reçoivent des glucides de la plante (Schüßler *et al.*, 2001). La symbiose est souvent supposée être mutualiste : les racines des plantes sont colonisées par les champignons, qui constituent leur seule source de composés carbonés fixes (Helgason & Fitter, 2009).

Les spores produites par ces champignons sont asexuées relativement grandes (40 à 800 µm), possèdent des parois multicouches et contiennent des centaines, voire des milliers de noyaux. Les spores peuvent se développer seules, ou en groupes pour former ce que l'on appelle des sporocarpes (Redecker et Raab, 2006) (Figure. 10).



Figure 11. *Glomus mongioiense*. (A, B) Spores en amas lâches avec trois couches pariétales (swl) et une hyphe pédicellée (sh) (Magurno *et al.*, 2024).

- **Basidiomycota**

Les Basidiomycota sont l'un des embranchement principaux, avec plus de 40 000 espèces décrites (He *et al.*, 2022). Selon Stajich et son équipe (2009), 34% de tous les champignons caractérisés appartiennent aux Basidiomycota. Ils se subdivisent en trois sous-embranchements : Pucciniomycotina, Ustilaginomycotina et Agaricomycotina. Ces groupes sont principalement décrits comme des saprobes, des espèces ectomycorhiziennes et des agents pathogènes des animaux et des plantes (Wijayawardene *et al.*, 2024).

Les espèces de Basidiomycota génèrent des basidiospores portées sur les basides, qui sont généralement logées dans des fructifications macroscopiques (Basidiomes) (Kibbler *et al.*, 2018). Les hyphes sont toujours dicaryotiques, cloisonnés et peuvent être hyalins ou colorés (Vinodkumar, 2024) (Figure. 12).

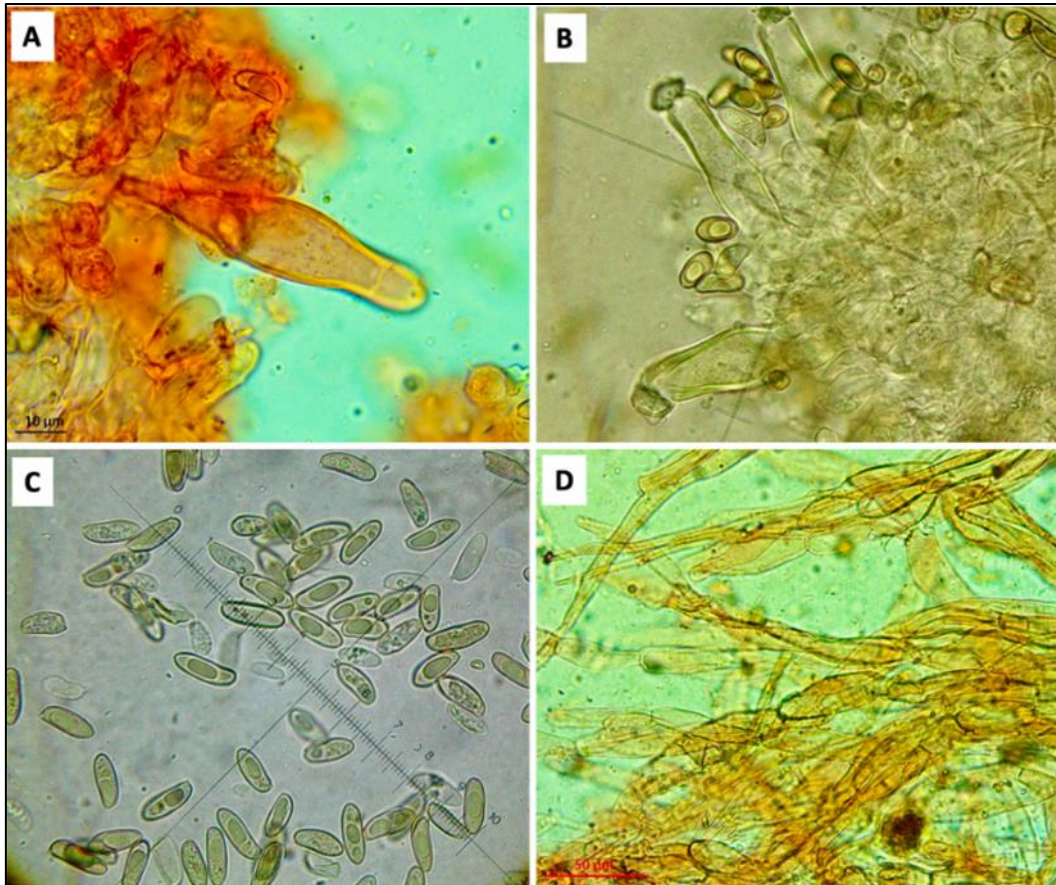


Figure 12. *Inocybe halimiphila* sp. nov. (holotype complet). Caractères micromorphologiques. (A) Cheilocystides à 1000x ; (B) Cheilocystides à 1000x ; (C) Spores à 400x ; (D) Pileipellis à 400x. (Sanna *et al.*, 2024).

- **Ascomycota**

On compte environ 64000 espèces connues au sein des Ascomycota, ce qui en fait le plus grand embranchement de champignons. Les principaux sous-embranchements comprennent les Taphrinomycotina, les Saccharomycotina et les Pezizomycotina (Bennett & Turgeon, 2016).

Ils agissent comme mutualistes, parasites et agents pathogènes des plantes, des animaux et d'autres champignons, en plus de contribuer à la décomposition des substrats organiques, environ 8% des terres émergées de la terre sont recouvertes d'Ascomycota lichénisés, qui représentent plus de 40% de tous les Ascomycètes identifiés (Schoch *et al.*, 2009).

Les spores sexuées des Ascomycota sont souvent générées dans des sacs appelés asques logés dans d'énormes structures à paroi épaisses appelées ascocarpes (Kibbler *et al.*, 2018) (Figure. 13). En règle générale, chaque asque produit huit ascospores, mais il peut y avoir des exceptions, comme chez *Taphrina sp.*, l'asque peut être produit nu (Vinodkumar, 2024). Leurs filaments sont cloisonnés, les cellules étant séparées par des parois cellulaires transversales (septa) (Mc Connaughey, 2007).



Figure 13. *Dactyliodendromyces holomorphus*. (h, i) conidiophores ; (j) cellules conidiogènes, la flèche indique les anneaux annéliens ; (k) conidies (Barnés-Guirado *et al.*, 2024).

1.2.4 Mode de vie

Les champignons trouvent la matière organique dans les végétaux et les animaux en décomposition (saprophytes), ou vivants (parasites) ou encore en association avec les êtres vivants (symbiotes) (Lutzoni *et al.*, 2002). Ces modes de vie peuvent être décrits comme suit.

- **Saprophytisme**

Les champignons saprophytes se nourrissent de matières organiques mortes d'origine animale ou végétale, contribuant ainsi au recyclage naturel. La majorité des champignons microscopiques en font partie, tandis que seuls 40 à 45% des macromycètes le sont. Grâce à leurs enzymes variées, ils s'adaptent à différents substrats et jouent un rôle essentiel dans la décomposition du bois mort dans les forêts (Bouchet *et al.*, 2005). Ces espèces jouent un rôle essentiel au sein des cycles biologiques, en minéralisant les matières végétales ou animales mortes (Marouf & Reynaud, 2007).

- **Parasitisme**

Les champignons parasites diminuent leur hôte en absorbant ses nutriments, perturbant ainsi sa croissance et son métabolisme. Cependant, certains ont un rôle bénéfique, comme *Beauveria bassiana*, utilisé dans la lutte biologique contre les insectes nuisibles, notamment le carpocapse des arbres fruitiers (Bouchet *et al.*, 2005).

- **Symbiose**

C'est une association étroite et obligatoire avec un autre être vivant (Moulinier, 2003). Cette association est intime (c'est-à-dire avec pénétration des tissus de l'un des deux organismes dans ceux de l'autre), durable et mutualiste (Garbaye, 2014). Les mycorhizes sont des symbioses entre les racines des végétaux et les mycéliums des champignons, elles sont très répandues dans la nature (Bouchet *et al.*, 2005). La symbiose mycorhizienne est présente chez environ 95% des plantes vasculaires (Allen, 2003).

1.2.5 Phyllosphère et diversité microbienne

La phyllosphère, c'est-à-dire l'ensemble des surfaces aériennes des plantes, comme les feuilles constitue un habitat dynamique et contraignant pour les microorganismes. Elle accueille une diversité de bactéries, champignons, levures, algues, virus, archées et protozoaires (Carvalho & Castillo, 2018 ; Chen *et al.*, 2024). L'installation durable des microorganismes dépend de leur capacité à s'adapter à des conditions abiotiques extrêmes (variations de température, dessiccation, rayonnement UV) et à entrer en compétition pour les ressources disponibles (Legein *et al.*, 2020 ; Gong & Xin, 2021). Les micro-organismes présents dans la phyllosphère exercent diverses influences sur les plantes hôtes. Ces effets peuvent être positifs, négatifs ou neutres. Certains des rôles essentiels sont présentés dans la figure en dessous (Bashir *et al.*, 2022) (figure.14).

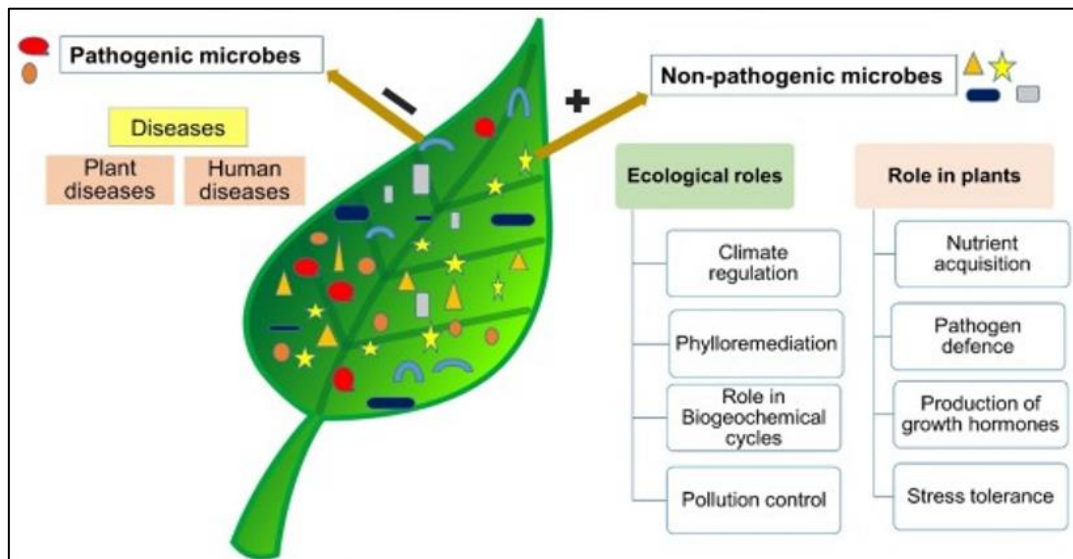


Figure 14. Rôles importants du microbiome de la phyllosphère (Bashir *et al.*, 2022).

Parmi ces organismes, les champignons se développent en surface des feuilles sans provoquer de dommages directs à la plante. Ils se nourrissent des exsudats foliaires ou des nutriments atmosphériques (Osono, 2014 ; Yao *et al.*, 2019) et prospèrent sous des conditions modérées d'humidité et de température (Dong *et al.*, 2021). La majorité de ces champignons sont microscopiques (Cunliffe, 2023).

Chez *P. oceanica*, la structure des communautés fongiques épiphytes varie selon l'âge et la position des feuilles. Les jeunes feuilles hébergent des communautés peu diversifiées mais denses, tandis que les plus âgées montrent une diversité fongique plus élevée (Mabrouk *et al.*, 2015 ; Piazzini *et al.*, 2016 ; Atmaja *et al.*, 2021). Ces champignons influencent fortement la dynamique sédimentaire, la lumière disponible pour la photosynthèse et les relations trophiques (Gallo *et al.*, 2023 ; Lepoint *et al.*, 2007). En excès cependant, ils peuvent nuire à la plante en réduisant la lumière incidente.

Enfin, *P. oceanica* héberge une diversité fongique supérieure à celle d'autres organismes marins. De nombreuses espèces produisent des composés antimicrobiens susceptibles de jouer un rôle défensif pour l'hôte (Poli *et al.*, 2020). Des travaux de recherche issus des mémoires de master réalisés au sein du laboratoire Ressources Naturelles ont récemment mis en évidence la

richesse spécifique des champignons épiphytes associés à *Posidonia oceanica* dans différentes régions côtières algériennes, soulignant à la fois leur importance fonctionnelle dans l'écosystème et leur potentiel biotechnologique (Bouguessir, 2022 ; Taourirt, 2022 ; Khalef, 2023 ; Benameur & Messaoui, 2024 ; Khemici, 2024).

1.2.6 Champignons épiphytes et recyclage des feuilles mortes de *Posidonia oceanica*

Les feuilles mortes de *Posidonia oceanica* représentent un réservoir majeur de matière organique dans les herbiers marins méditerranéens. Leur décomposition constitue une étape essentielle des cycles biogéochimiques côtiers. Parmi les acteurs clés de cette dégradation, les champignons épiphytes occupent une place centrale. Ceux-ci, majoritairement des Ascomycota tels que *Penicillium*, *Cladosporium* ou *Acremonium*, colonisent la surface des feuilles sénescents et amorcent leur décomposition via la sécrétion d'enzymes extracellulaires laccases, peroxydases, tannases capables de dégrader la lignine, la cellulose et d'autres composés complexes, même en condition de salinité élevée (Stipcich *et al.*, 2023).

Cette capacité enzymatique a été confirmée par des isolats cultivés à partir de feuilles mortes de *P. oceanica*. Ainsi, Panno *et al.* (2013) ont démontré que plus de 100 souches présentaient une forte activité ligninolytique en milieu salin, soulignant leur adaptation aux conditions marines. Dans la même perspective, Pasqualetti *et al.* (2020) ont isolé 102 souches fongiques à partir de feuilles et d'algues épiphytes, dont 90% étaient halotolérantes et saprophytes, confirmant leur rôle dans la dégradation des débris végétaux dans la colonne d'eau et les sédiments côtiers.

Le rôle de ces champignons ne s'arrête pas à la surface des feuilles mortes. Une étude récente de Frasca *et al.* (2024) a montré qu'ils persistent dans les « mattes », structures denses formées par l'accumulation des feuilles et rhizomes morts au fond des herbiers. Ces champignons y contribuent activement à la fragmentation des tissus végétaux et à la libération de nutriments comme le carbone organique dissous, les tanins et les sucres qui sont ensuite intégrés aux réseaux trophiques benthiques. Leur abondance augmente significativement dans les mattes mortes, accélérant la décomposition et influençant directement la dynamique de séquestration du carbone.

Ainsi, les champignons épiphytes de *P. oceanica* assurent trois fonctions écologiques fondamentales :

- la décomposition de la matière organique, grâce à la production d'enzymes adaptées aux milieux marins salins ;
- le recyclage des nutriments, qui soutient la production primaire et nourrit les communautés benthiques ;
- la contribution au cycle du carbone, en modulant les flux de matière organique au sein de l'écosystème (Stipcich *et al.*, 2023 ; Frasca *et al.*, 2024).

Chapitre 2. Matériel et méthodes

2.1 Présentation de la zone d'étude

La région de Béni Ksila se situe sur le littoral de la wilaya de Béjaïa, en Algérie. Le site d'échantillonnage est situé à l'ouest de Béjaïa, à proximité de la limite administrative avec la wilaya de Tizi-Ouzou, distante d'environ 100 km. Il se trouve également à près de 200 km à l'est d'Alger, la capitale. Les prélèvements ont été réalisés sur la plage de Cap Sigli, dans la localité d'Aït Mendil (commune de Béni Ksila), dont les coordonnées géographiques exactes sont les suivantes : 36.882467 N, 4.726479 E (Figure. 15).

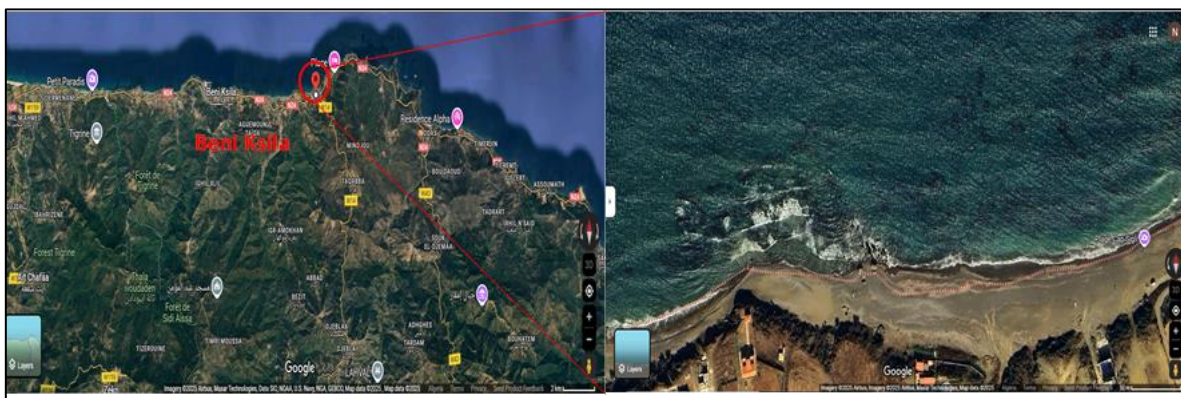


Figure 15. Image satellite du site d'échantillonnage (Béni Ksila, Plage Cap Sigli) (Google maps, 2024) ^d

2.2 Climat de la région d'échantillonnage

• Précipitations

Les précipitations enregistrées pour la station Béni Ksila sont représentées dans le tableau ci-dessous.

Tableau 3. Précipitation moyennes mensuelles et moyennes annuelles enregistrées au cours de la période entre 1991 et 2021 pour la station Beni Ksila °.

Mois	J	F	M	A	M	J	Jlt	A	S	O	N	D	Total
P (mm)	136	103	85	65	46	10	2	8	41	75	127	139	837

Selon les données du tableau 3, la station de Béni Ksila enregistre une pluviométrie annuelle moyenne de 837 mm pour la période 1991–2021. Le mois de décembre représente le mois le plus arrosé, avec un cumul de précipitations atteignant 139 mm, tandis que juillet se distingue par une sécheresse marquée, avec seulement 2 mm de précipitations.

• Températures

Les valeurs des températures mensuelles enregistrées au niveau de la zone d'étude sont regroupées dans le tableau suivant.

Tableau 4. Températures maximales (M), minimales (m) et moyennes mensuelles (M+m)/2 enregistrées au cours de la période (1991 – 2021) pour la station de Béni Ksila ^f.

Mois	J	F	M	A	M	J	Jlt	A	S	O	N	D
m (°C)	8,6	8,3	10,1	12	14,8	18,4	21,4	22,3	20,1	17,4	12,7	9,8
M (°C)	13,5	13,4	15,5	17,4	20,2	24,2	27,4	28,1	25,3	22,7	17,6	14,7
(M+m)/2 (°C)	11,05	10,85	12,8	14,7	17,5	21,3	24,4	25,2	22,7	20,05	15,15	12,25

m : les températures minimales en degrés Celsius.

M : les températures maximales en degrés Celsius.

Selon les données du tableau 2, la température la plus basse enregistrée dans la région d'étude est observée au mois de février, avec une moyenne de 8,3°C, correspondant à la saison hivernale marquée par des journées plus fraîches. À l'inverse, la température la plus élevée est atteinte en août, avec une moyenne de 28,1°C, caractéristique de la période estivale.

- **Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953)**

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen constitue un outil essentiel en bioclimatologie pour l'analyse des régimes climatiques, en particulier dans les zones à climat méditerranéen. Il permet de représenter simultanément les températures et les précipitations mensuelles, afin d'identifier les périodes de sécheresse. Dans ce cadre, une saison est qualifiée de sèche lorsque les précipitations mensuelles (P), exprimées en millimètres, sont inférieures au double de la température moyenne mensuelle (T), en degrés Celsius, selon le critère $P < 2T$ (Bagnouls & Gaussen, 1953).

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (Figure. 16) met en évidence une saison sèche s'étendant de mi-mai à mi-septembre (03 mois), durant laquelle les précipitations sont nettement inférieures au double des températures moyennes mensuelles ($P < 2T$). Cette période est caractérisée par une forte sécheresse estivale, accompagnée de températures élevées. En revanche, la période hivernale, de décembre à mars, se distingue par des températures plus basses et des précipitations abondantes, traduisant un régime pluviométrique typique des climats méditerranéens.

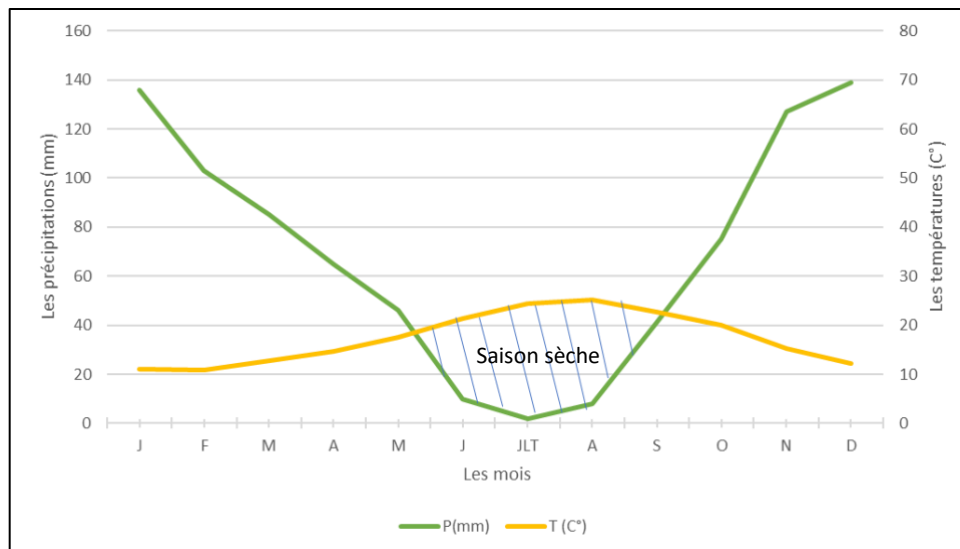


Figure 16. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен pour notre zone d'étude (1991-2021).

- **Climagramme d'Emberger (1971)**

Le climagramme d'Emberger permet de déterminer l'étage bioclimatique d'une région qui varie en fonction des températures, ce qui influence directement sa signification écologique. La valeur du paramètre m est particulièrement pertinente, car elle renseigne sur l'intensité et la durée des gelées critiques : en règle générale, plus m est faible, plus les gelées sont sévères. Une évaluation bioclimatique rigoureuse nécessite donc l'analyse conjointe des indices Q_2 et m , défini par la formule suivante :

$$Q_2 = 2000P / (M^2 - m^2), \text{ avec :}$$

- P représente les précipitations annuelles (mm) ;
- m est la moyenne des températures minimales du mois le plus froid (K°) ;
- M est la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud (K°).

Pour la station de Béni Ksila, les données climatiques indiquent des précipitations annuelles (P) de 837 mm, une température moyenne maximale (M) de $301.1^\circ K$ et une température moyenne minimale (m) reflétant un indice de gelée de $281.3^\circ K$. Le calcul du quotient Q_2 donne une valeur de 145.16, ce qui permet de classer cette région dans l'étage bioclimatique humide à hiver chaud.

L'analyse du quotient Q_2 sur une série climatique de 30 ans (1991–2021) confirme cette classification, comme illustré dans la figure 17.

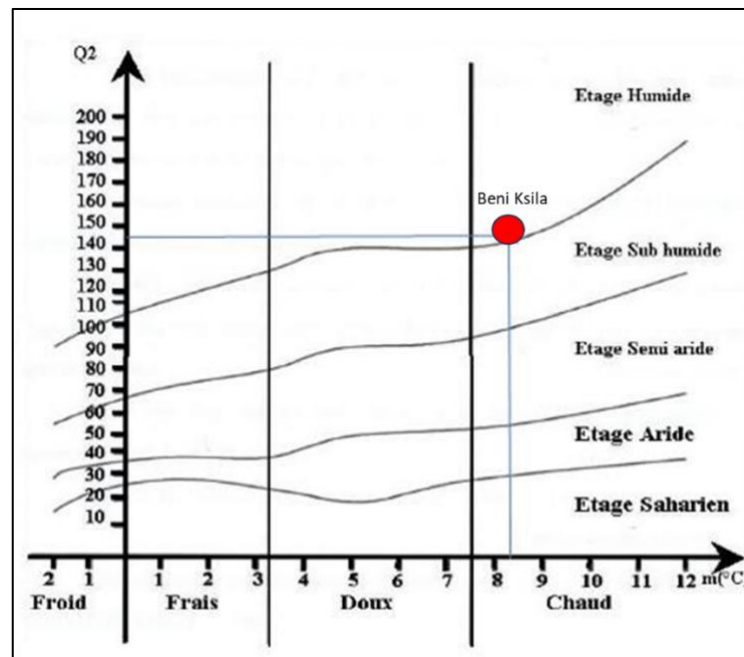


Figure 17. Position de la région de Béni Ksila sur le climagramme d'Emberger (1991-2021).

2.3 Echantillonnage sur le terrain

L'échantillonnage a été effectué le 18 février 2025 à la plage de Béni Ksila (Béjaïa). Dix prélèvements de feuilles mortes de *Posidonia oceanica* ont été réalisés dans la mer, selon un échantillonnage aléatoire systématique, à raison d'un prélèvement par mètre linéaire. Cette méthode a été choisie afin d'éviter les biais de sélection et de garantir une représentativité écologique des échantillons collectés. Les feuilles sélectionnées ont été placées individuellement dans des bocaux en verre numérotés de 1 à 10, remplis d'eau de mer pour préserver leur état physiologique d'origine. Les échantillons ont ensuite été transportés au laboratoire Ressources Naturelles, de la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou. La mise en culture des feuilles a été réalisée 24 heures après le prélèvement.

2.4 Mise en culture des champignons épiphytes

2.4.1 Préparation du milieu de culture

Le milieu de culture que nous avons employé pour la culture des champignons épiphytes est un milieu semi-synthétique PDA composé de pomme de terre, de dextrose ou bien glucose et d'agar. Sa composition est la suivante :

- 200 g de pomme de terre ;
- 20 g de glucose ;
- 20 g d'agar-agar ;
- 1000 ml d'eau distillé stérilisée.

Nous avons commencé par peler, laver et couper les pommes de terre en petits morceaux, puis nous les avons fait cuire dans de l'eau distillée, pendant 15 à 20 minutes. Le filtrat de pommes de terre cuites obtenu a été filtré à l'aide d'un filet de fromage et versé dans un Erlenmeyer d'un litre. Nous y avons ensuite ajouté du glucose et de l'agar-agar, puis complété le volume avec de l'eau distillée stérile, jusqu'au trait de jauge. Le tout a été placé sur un agitateur magnétique chauffant, jusqu'à obtention d'un mélange homogène (Figure. 18).

Une fois le milieu prêt, nous l'avons versé dans des flacons pour une stérilisation à l'étuve à 120°C pendant 30 minutes. Quelques milligrammes d'antibiotiques, réduits à l'état de poudre, ont été incorporés au milieu refroidi, afin d'éviter toute contamination bactérienne. Enfin, nous avons versé le milieu dans 30 boîtes de Pétri, entre deux becs Bunsen.



Figure 18. Préparation du milieu P.D.A

2.4.2 Isolement des champignons épiphytes

Pour isoler les différents champignons épiphytes présents, nous avons suivi le protocole décrit par Putz *et al.* (2015). Nous avons tout d'abord sélectionné au hasard cinq feuilles de *Posidonia oceanica*, puis coupé chacune d'elles en fragments de 2 cm de long. Ces fragments ont été placés dans des flacons de centrifugation contenant 10 ml d'eau distillée stérile. Les flacons ont ensuite été centrifugés pendant 10 minutes, à une vitesse de 4250 tours par seconde (Figure. 19).



Figure 19. Isolement des champignons épiphytes.

2.4.3 Mise en culture des champignons épiphytes

Prélever 1 ml du surnageant de chaque flacon à l'aide d'une micropipette stérile, puis l'ensemencer dans une boîte de Pétri, entre deux bacs Bunsen pour maintenir des conditions d'asepsie. Les boîtes de Pétri sont ensuite scellées à l'aide de papier film et étiquetées de P1 à P10 (Figure. 20).

Cette opération doit être répétée trois fois par flacon, afin d'assurer la reproductibilité des résultats.



Figure 20. Mise en culture du surnageant sur milieu P.D.A.

2.5 Identification des colonies de champignons

- **Identification macroscopique**

Cette méthode est basée sur l'observation à l'œil nu, des caractéristiques des colonies des champignons apparue sur les boîtes :

- ✓ L'aspect des colonies ;
- ✓ La taille de la colonie ;

- ✓ La couleur de la colonie.

- **Identification microscopique**

Après l'identification macroscopique, on procède au prélèvement d'un fragment de colonie à l'aide d'une lame à bistouri stérilisée à la flamme. Le fragment prélevé est ensuite monté entre lame et lamelle et observé au microscope optique, pour identifier les genres fongiques selon différents caractères :

- ✓ hyphes septés ou coenocytiques ;
- ✓ présence et aspect des spores ;
- ✓ mycélium fin ou épais.

2.6 Analyse statistique

2.6.1 Abondance des genres

Afin d'estimer cette diversité fongique, les abondances des différents genres fongiques recensés pour les dix prélèvements concernant les champignons épiphytes ont été calculés avec le logiciel Microsoft office Excel, suivant cette formule :

$$A (\%) = (N_g / N_t) \cdot 100, \text{ où :}$$

- A : abondance des genres (%) ;
- N_g : nombre de fois que le genre est recensé chez un sujet ;
- N_t : ensemble des répétitions ayant fructifiées.

2.6.2 Analyse de variance ANOVA

Une ANOVA concernant les abondances des genres recensés est faite, ainsi qu'une comparaison multiple des moyennes, grâce au logiciel Stat Box 6.40 afin de comparer les moyennes des abondances des différentes genres recensés.

2.6.3 Analyse en composantes principales (ACP)

Une analyse en composantes principales (ACP) distincte a été réalisée afin de visualiser la distribution spatiale des genres fongiques. Cette analyse a porté sur les champignons épiphytes isolés des feuilles mortes de *Posidonia oceanica* prélevées à Béni Ksila. Ces données ont été comparées à celles recueillies la même année et dans la même région par Bouam & Saidoun (en cours), concernant les champignons épiphytes des feuilles vivantes. Cette approche comparative vise à mettre en évidence les éventuelles différences ou similarités dans la composition fongique selon l'état physiologique des feuilles (vivantes vs mortes).

Chapitre 3. Résultats et discussion

3.1 Répertoire des genres fongiques identifiés

A la suite des observations macroscopiques et microscopiques réalisées, sept genres de champignons épiphytes ont pu être identifiés sur les feuilles mortes de *Posidonia oceanica* à savoir : *Candida*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Rhizoctonia* et *Trichophyton*. Les résultats obtenus révèlent une diversité fongique relativement importante, principalement dominées par les Ascomycota, qui regroupe six des sept genres identifiés. Seul le genre *Rhizoctonia* appartient au phylum des Basidiomycota (Tableau. 4).

Tableau 5. Genres fongiques recensés.

Genres recensés	Phylum	Ordre	Famille
<i>Candida</i>	Ascomycota	Saccharomycetales	Saccharomycetaceae
<i>Cladosporium</i>	Ascomycota	Capnodiales	Cladosporiaceae
<i>Fusarium</i>	Ascomycota	Hypocreales	Nectriaceae
<i>Neoscytalidium</i>	Ascomycota	Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae
<i>Penicillium</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae
<i>Rhizoctonia</i>	Basidiomycota	Cantharellales	Ceratobasidiaceae
<i>Trichophyton</i>	Ascomycota	Onygenales	Arthrodermataceae

Les environnements marins, bien que longtemps considérés comme pauvres en champignons, abritent en réalité une diversité fongique considérable, largement dominée par le phylum des Ascomycota. Ce groupe représente environ 80% des espèces fongiques marines connues (Pang & Jones, 2016). Leur prédominance peut être attribuée à leur grande adaptabilité physiologique, leur capacité à produire des spores résistantes et leur aptitude à coloniser divers substrats, y compris les feuilles mortes, les sédiments, les bois immergés, les algues et les Phanérogames marines telles que *Posidonia oceanica* (Jones *et al.*, 2015 ; Raghukumar, 2017).

Les Ascomycota marins sont souvent des saprophytes, jouant un rôle clé dans la décomposition de la matière organique et le recyclage des nutriments dans les zones côtières. Des genres tels que *Penicillium*, *Cladosporium*, *Aspergillus*, ou encore *Fusarium* sont fréquemment isolés dans les écosystèmes marins méditerranéens, y compris sur les feuilles mortes de la posidonie (Pang *et al.*, 2011 ; Gnavi *et al.*, 2014). Leur présence abondante est également facilitée par leur tolérance aux conditions oligotrophes, à la salinité élevée et aux fluctuations de température, caractéristiques des habitats marins peu profonds.

En comparaison, les Basidiomycota sont nettement moins représentés dans les environnements marins. Leur rareté pourrait être liée à des exigences écologiques plus strictes et à une moindre capacité de dispersion aquatique (Rämä *et al.*, 2014). Toutefois, certains genres tels que *Rhizoctonia* ont été signalés dans des substrats marins, suggérant que ce groupe est probablement sous-estimé en raison de méthodes d'isolement classiques peu adaptées à leur détection (Pang *et al.*, 2011). Les avancées récentes en métagénomique ont commencé à révéler

une diversité basidiomycétienne plus importante que ce qui était précédemment reconnu (Amend *et al.*, 2019).

En résumé, la dominance des Ascomycota dans les écosystèmes marins s'explique par leur plasticité écologique et leur rôle fonctionnel central, tandis que les Basidiomycota, bien que présents, restent encore peu explorés et nécessitent des approches moléculaires plus fines pour être pleinement intégrés aux études de la mycobiote marine.

3.2 Abondance des genres fongiques des feuilles mortes de *P. oceanica*

Le tableau 5 met en évidence l'abondance de chaque genre fongique isolé à partir des feuilles mortes de *Posidonia oceanica*. L'analyse de l'abondance des genres fongiques révèle une forte dominance du genre *Candida* représentant 50,16% de la communauté fongique identifiée, suivi du genre *Trichophyton* qui est également bien représenté avec 23,16%. Les autres genres apparaissent en proportions plus modestes à savoir *Neoscytalidium* avec 10%, *Penicillium* avec 8%, *Cladosporium* avec 4% et enfin *Fusarium* avec 3%. Cette distribution reflète la capacité d'adaptation de certains genres fongiques à l'environnement marin et leur rôle probable dans les processus de dégradation de la matière organique (figure.21).

Tableau 6. Abondance des champignons épiphytes recensés au niveau des feuilles mortes de *Posidonia oceanica* de la station de Béni Ksila.

Genres	Abondance (%) ± erreur standard
<i>Candida</i>	50,16 ± 10,90
<i>Cladosporium</i>	4 ± 3,15
<i>Fusarium</i>	3 ± 2,84
<i>Neoscytalidium</i>	10 ± 9,48
<i>Penicillium</i>	8 ± 4,71
<i>Rhizoctonia</i>	1,66 ± 1,58
<i>Trichophyton</i>	23,16 ± 9,70

Candida qui est le genre recensé le plus abondant ; il fait partie des levures majoritairement saprophytes, couramment isolées de substrats végétaux en décomposition. Ces levures jouent un rôle essentiel dans la dégradation de la matière organique, notamment grâce à leur production d'enzymes hydrolytiques, leur permettant de décomposer des polymères complexes comme la cellulose et la lignine (Cadete *et al.*, 2017). Dans les écosystèmes marins, leur adaptabilité est renforcée par leur capacité à se développer en conditions aérobies et anaérobies, ce qui leur permet de coloniser des habitats variés, y compris les sédiments anoxiques des herbiers (Kaewkrajay *et al.*, 2020).

La prédominance de *Candida* pourrait également s'expliquer par son implication dans les processus fermentaires sous faible disponibilité en oxygène, notamment en fin de fermentation,

ce qui correspond aux conditions rencontrées dans les couches profondes et mal oxygénées (Jia *et al.*, 2023).

Certaines espèces de *Trichophyton*, bien que principalement kératinophiles, ont été retrouvées dans des sols, des matières organiques en décomposition et des environnements marins ou humides, suggérant une certaine plasticité écologique. Cela laisse penser que ce genre peut survivre en dehors de son habitat typique, notamment dans des substrats végétaux en décomposition, bien qu'un rôle direct dans la dégradation lignocellulosique marine reste à confirmer (Weitzman & Summerbell, 1995).

Les autres genres fongiques identifiés comme *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Cladosporium*, *Fusarium* et *Rhizoctonia* sont également connus pour leurs capacités saprophytiques. Ils produisent des enzymes ligninolytiques et cellulolytiques qui permettent la décomposition de composés récalcitrants (Jones & Pang, 2012 ; Frasca *et al.*, 2025).

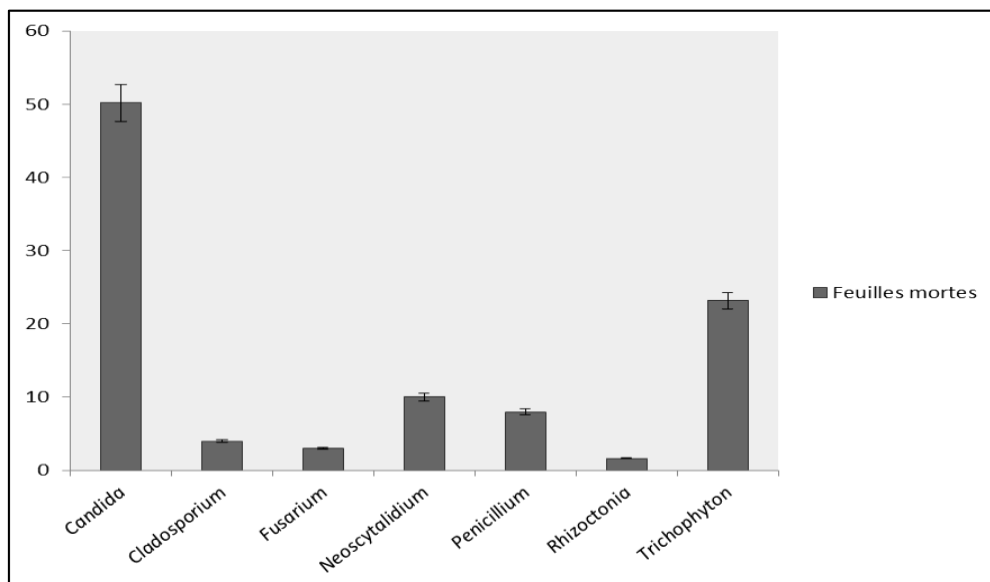


Figure 21. Abondance des champignons épiphytes recensés au niveau des feuilles mortes de *Posidonia oceanica* de la station de Béni Ksila.

3.3 Description des genres abondants recensés dans cette étude

Candida

Le mot *Candida* provient du latin, en référence à la *toga candida*, une robe blanche portée par les sénateurs romains. Il s'agit d'un champignon pathogène dimorphique. A 37°C, dans les tissus de l'hôte ou en culture, il se présente sous forme de levure, tandis qu'à 22°C, dans le sol ou en culture, il adopte une forme de moisissure (Sankari *et al.*, 2015). C'est un genre particulièrement diversifié regroupant près de 25% des espèces de levures connues, à ce jour plus de 151 espèces ont été identifiées. On les trouve dans des milieux différents (Wang *et al.*, 2008).

Candida est essentiellement un organisme unicellulaire de petite taille, dotée d'une paroi fine, dont le diamètre varie entre 4 et 6 μm et se multipliant par le processus de bourgeonnement (Meredith & Ulrich, 2013).

Les colonies de *Candida* présentent une couleur allant du crème au jaunâtre avec une croissance rapide, leurs textures peuvent être pâteuses, lisses et brillantes ou au contraire sèches, ridées et mates. Les cellules adoptent des formes diverses telles que globuleuses, ellipsoïdales, cylindriques *et* allongées. La formation de pseudohyphes et d'un mycélium véritable non cloisonné est également possible (Hommel, 2014) (Figure. 22).

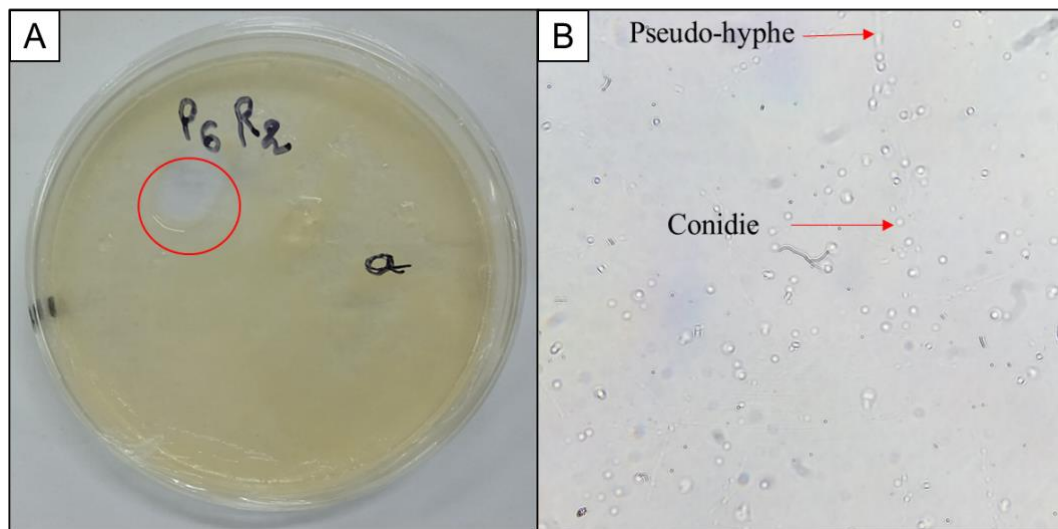


Figure 22. Observation macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Candida* ($\times 400$).

Neoscytalidium

Les genre *Neoscytalidium* anciennement appelé *Scytalidium* est un champignon filamenteux appartenant au phylum des Ascomycota. Il est largement répandu dans les régions tropicales et subtropicales du monde (Heidari *et al.*, 2021).

Au début, les colonies apparaissent blanches puis avec le temps, elles prennent une couleur noire ou verdâtre et la boîte de Pétri se couvre complètement d'un mycélium aérien à l'aspect poudreux. Au microscope, on observe des arthroconidies de couleur brun foncé, parfois épaisses, comportant de 0 à 2 cloisons (Flórez-Muñoz *et al.*, 2019).

Une caractéristique distinctive de ces champignons, appelés champignons dématiés ou moisissures noires est leur capacités à produire des hyphes foncés mélanisés (Garinet *et al.*, 2015) (Figure. 23).

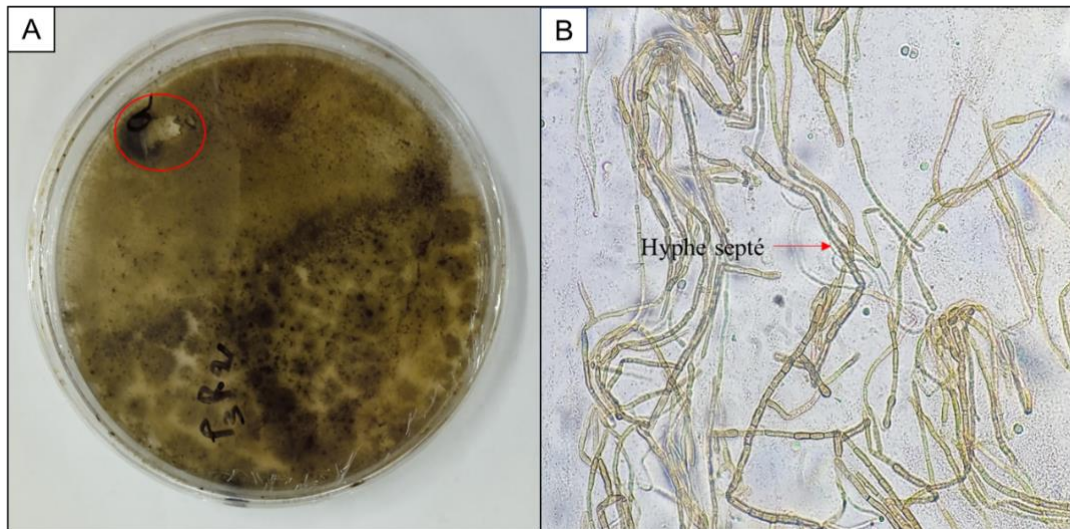


Figure 23. Observation macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Candida* ($\times 400$).

Trichophyton

Trichophyton est un genre de champignons kératinophiles, classé parmi les dermatophytes. Il est impliqué dans les infections superficielles de la peau chez l'homme et les animaux (Kumar *et al.*, 2023).

Les colonies sont légèrement plissées, de texture duveteuse et de couleur crème, le revers des jeunes cultures présentent un pigment jaune qui tend à brunir avec l'âge (Ajello & Cheng, 1967).

Les hyphes sont septés et ramifiés, ils produisent des spores asexuées généralement unicellulaires. On distingue les macroconidies peu fréquentes, de grande taille, à paroi lisse en forme de massue, avec plusieurs cloisons transversales et les microconidies plus petites, et les microconidies plus petites, abondantes, à paroi fine, hyaline, de forme arrondie à piriforme (Samanta, 2015) (Figure. 24).

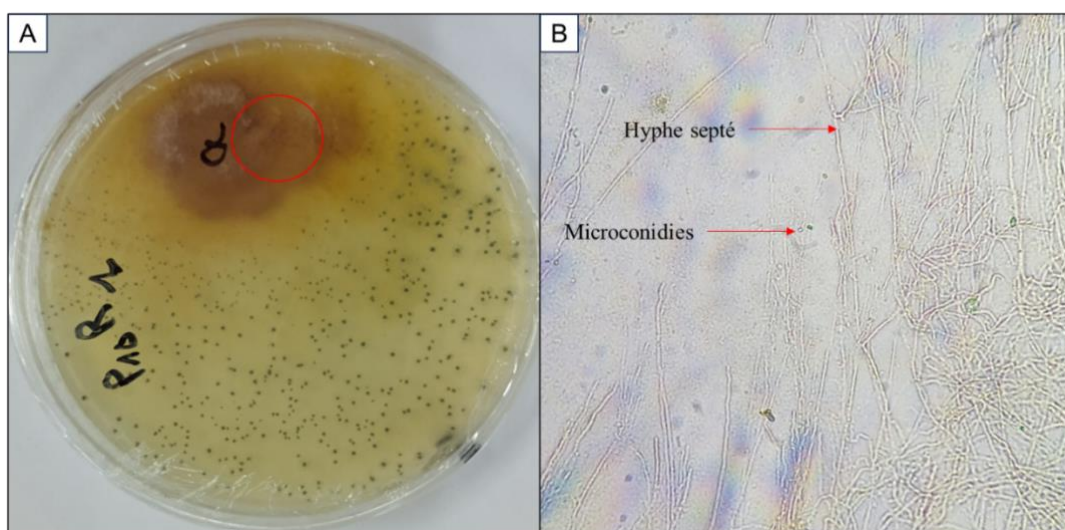


Figure 24. Observation macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Trichophyton* ($\times 400$).

3.4 Analyse de variance

Afin de vérifier s'il existe des différences significatives entre les différents composants du cortège des mycoépiphyte présent sur les feuilles mortes de *Posidonia oceanica*, un test ANOVA a été réalisé pour chaque genre fongique. La valeur de p obtenue est comparée au seuil de signification $\alpha=0,05$ (Tableau. 6).

- Si p est supérieur à 0,05, cela signifie qu'il n'y pas de différence significative entre les échantillons de la posidonie.
- Si p est inférieur à 0,05, cela indique qu'il existe une différence significative entre eux.

Tableau 7. Résultat de l'analyse de la variance (test ANOVA).

Genre	Probabilité « P value »	Signification
<i>Candida</i>	0,22	Non significatif
<i>Cladosporium</i>	0,50	Non significatif
<i>Fusarium</i>	0,47	Non significatif
<i>Neoscytalidium</i>	0,00	Significatif
<i>Penicillium</i>	0,57	Non significatif
<i>Trichophyton</i>	0,55	Non significatif
<i>Rhizoctonia</i>	0,47	Non significatif

L'analyse statistique n'a révélé aucune différence significative entre les différents prélèvements de feuilles mortes de *Posidonia oceanica* pour la majorité des genres fongiques identifiés, tels que *Candida*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Trichophyton* et *Rhizoctonia*. Cette homogénéité suggère une stabilité relative du cortège saprophyte associé aux feuilles mortes, potentiellement liée à des conditions environnementales similaires au sein des sites de prélèvement (par exemple, même stade de décomposition, salinité comparable, substrat uniforme) (Tasdemir *et al.*, 2021).

En revanche, une différence hautement significative ($p = 0,00$) a été observée pour le genre *Neoscytalidium*, dont la présence est exclusivement marquée dans l'échantillon P3, avec une fréquence moyenne de 66,67%, alors qu'il est totalement absent (0,00%) dans tous les autres sites (Tableau. 7). Cette répartition atypique pourrait indiquer :

- Un microenvironnement spécifique au niveau de P3 favorisant sa croissance ;
- Une spécialisation écologique de *Neoscytalidium* sur un substrat ou un stade de dégradation particulier non représenté dans les autres prélèvements ;
- Ou encore une manifestation de turnover fongique localisé, soulignant la variabilité spatiale des communautés même au sein d'un même type de substrat (Wang *et al.*, 2022 ; Stipcich *et al.*, 2023).

Tableau 8. Test de comparaison des moyennes de Newmann et Keuls concernant *Neoscytalidium*.

Prélèvement	Groupe	Moyenne
P1	A	0,00
P10	A	0,00
P4	A	0,00
P7	A	0,00
P2	A	0,00
P9	A	0,00
P8	A	0,00
P5	A	0,00
P6	A	0,00
P3	B	66,67

3.5 Matrice de corrélation de Pearson

Dans le cadre de cette étude une matrice de corrélation a été établie afin de décrire et d'analyser les interactions entre les différents genres de champignons isolés à partir des feuilles mortes de *Posidonia oceanica* collectées au niveau de la station de Béni Ksila. Les résultats sont représentés dans le tableau 8.

Tableau 9. Matrice de corrélation entre les différents genres de champignons épiphytes de *Posidonia oceanica*.

	<i>Candida</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Neoscytalidium</i>	<i>Penicillium</i>	<i>Rhizoctonia</i>	<i>Trichophyton</i>
<i>Candida</i>	1						
<i>Cladosporium</i>	-0,09	1					
<i>Fusarium</i>	-0,16	-0,13	1				
<i>Neoscytalidium</i>	-0,48	-0,13	-0,11	1			
<i>Penicillium</i>	0,08	-0,20	0,12	-0,18	1		
<i>Rhizoctonia</i>	-0,16	-0,13	-0,11	-0,11	-0,18	1	
<i>Trichophyton</i>	-0,58	0,06	0,00	-0,25	-0,34	0,29	1

Les résultats montrent des interactions positives et négatives entre les genres fongiques, mais elles sont globalement faibles et aucune n'est significative au seuil de 5%. En effet, la majorité des coefficients se situent entre -0,2 et 0,2, traduisant une faible corrélation linéaire. Par exemple, les corrélations entre *Fusarium* et les autres espèces sont proches de zéro. Même les corrélations les plus élevées, telles que celle observée entre *Candida* et *Trichophyton* (les deux genres les plus abondants) ($r = -0,58$), bien qu'un peu plus marquées demeurent modérées. Cela suggère qu'il faut augmenter le nombre d'échantillons pour avoir des corrélations significatives.

3.6 Analyse en composantes principales (ACP)

Le graphique ci-dessous présente les résultats de l'analyse en composantes principales (ACP), illustrant la projection des variables (espèces fongiques) et des individus (P1 à P10) sur

les axes F1 et F2, dont les contributions à l'inertie totale s'élèvent respectivement à 27% et 20%, soit un total de 47% (Figure. 25).

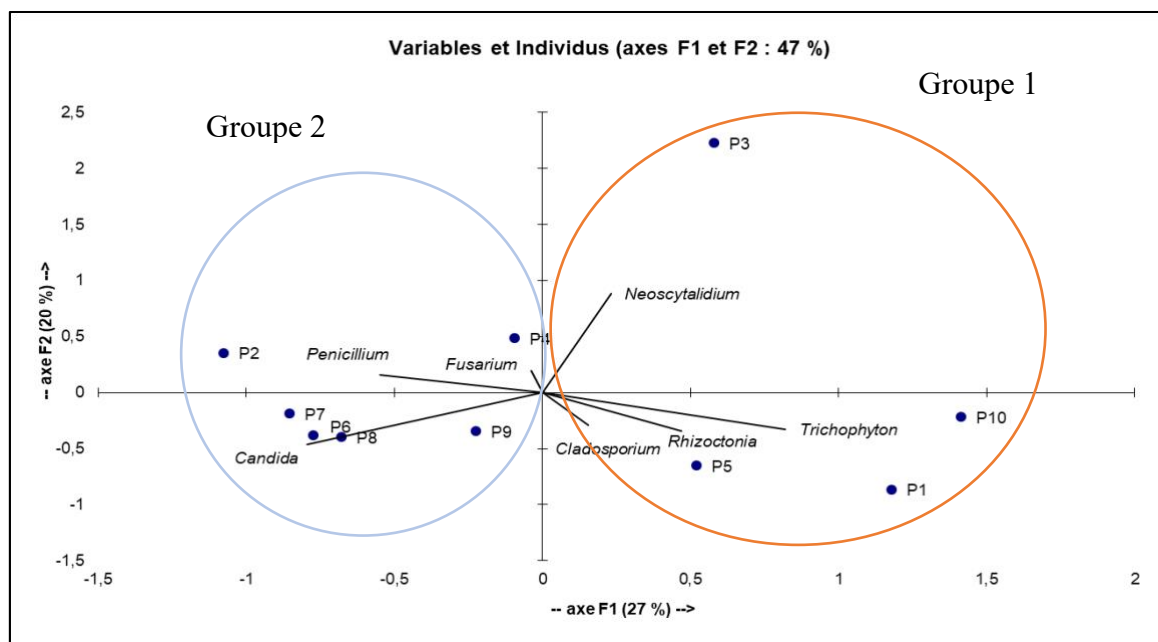


Figure 25. Analyse en composantes principales des genres fongiques épiphytes des feuilles mortes de *Posidonia oceanica* de Béni Ksila.

Cette ACP montre que les prélèvements de la station de Béni Ksila se séparent en deux groupes selon l'axe F1. Le premier groupe est constitué des individus P1, P3, P5 et P10 qui se distinguent par leurs associations avec les genres fongiques *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Rhizoctonia* et *Trichophyton*. Parmi ces genres, *Trichophyton* est le plus prédominant, notamment dans les prélèvements P1 et P10. Par ailleurs, *Cladosporium* est exclusivement identifié dans le prélèvement P5, tandis que *Rhizoctonia* est uniquement associé à P1. L'individu P3 pour sa part est étroitement lié au genre *Neoscytalidium*.

Le deuxième groupe inclut les individus P2, P4, P6, P7, P8 et P9 qui se caractérisent par la présence des genres *Candida*, *Fusarium* et *Penicillium*. Le genre *Candida* se révèle particulièrement abondant dans ce groupe, notamment dans les prélèvements P6, P7, P8 et P9. *Penicillium* est quant à lui identifié principalement dans les échantillons P2 et P7. Le genre *Fusarium* se manifeste uniquement dans le prélèvement P4.

La décomposition de la litière est un processus complexe influencé par trois facteurs notamment les conditions climatiques, les propriétés intrinsèques de la litière et la composition ainsi que l'abondance des organismes impliqués dans sa dégradation (Couteaux et al., 1995). Dans les milieux aquatiques, ce processus serait principalement assuré par des espèces à la fois compétitives et productives, capable de s'adapter à des environnements dynamiques (Baudy et al., 2021).

Par ailleurs, différentes communautés présentent des relations contrastées avec certaines propriétés physicochimiques spécifiques de la litière foliaire. Cette variabilité peut s'expliquer par la diversité de leurs niches écologiques et de leurs besoins en nutriments, reflétant la

signification taxonomique et fonctionnelle des différentes communautés (Purahong *et al.*, 2016).

Les interactions entre microorganismes peuvent également être marquées par des relations antagonistes, impliquant la production de composés antifongiques, le mycoparasitisme et des changements morphologiques (Ottosson *et al.*, 2014) et peuvent entraîner la mort, les dommages et l'inhibition d'un microorganisme par un produit fabriqué par un autre (Garcia *et al.*, 2020). Ainsi, la compétitivité dépend autant de sa capacité à produire ces composés qu'à y résister, que ce soit dans le cadre d'interactions directes ou indirectes avec d'autres espèces (Hiscox *et al.*, 2010). Dans le cadre de ce travail, l'analyse en composantes principales révèle une opposition marquée entre *Candida* et *Trichophyton*, ce qui suggère l'existence d'une interaction antagoniste potentielle entre ces deux espèces.

Les communautés fongiques présentes sur le phylloplan évoluent continuellement dans le temps et dans l'espace. Les changements observés dans la composition microbienne à la surface des plantes résultent d'un équilibre dynamique entre plusieurs processus écologiques : l'arrivée de propagules, leur départ ou leur élimination physique, leur développement ainsi que leur disparition (Kinkel, 1991). Dans ce contexte il est essentiel d'étudier la communauté fongique à la fois sur les feuilles mortes et sur les feuilles vivantes pour mieux comprendre comment les conditions du substrat influencent la composition et la dynamique des populations fongiques.

3.7 Comparaison du cortège fongique entre feuilles vivantes et morte chez *Posidonia oceanica* dans la région de Béni Ksila

3.7.1 Abondance des genres fongiques isolés des feuilles mortes et vivantes de *P. oceanica*

Le tableau suivant récapitule les abondances du cortège fongique épiphytique colonisant les feuilles mortes et les feuilles vivantes de Bouam & Saidoun (en cours), prélevées sur le même site, au même moment (Tableau. 9).

Tableau 10. Comparaison des abondances des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes chez *Posidonia oceanica* de Béni Ksila.

Genres	Abondance FM (%) ± ES	Abondance FV (%) ± ES
<i>Alternaria</i>	0	1,11±0,95
<i>Aspergillus</i>	0	11,11±9,49
<i>Candida</i>	50,16 ± 10,90	12,95±9,37
<i>Cladosporium</i>	4 ± 3,15	6,11±5,22
<i>Fusarium</i>	3 ± 2,84	0
<i>Neoscytalidium</i>	10 ± 9,48	60,65±12,65
<i>Penicillium</i>	8 ± 4,71	4,44±3,79
<i>Rhizoctonia</i>	1,66 ± 1,58	0
<i>Trichocladium</i>	0	3,7±3,16
<i>Trichophyton</i>	23,16 ± 9,70	0

Les résultats obtenus révèlent une nette différence dans la composition des communautés fongiques entre les feuilles mortes (FM) et les feuilles vivantes (FV). Dix genres fongiques sont répartis entre les deux habitats. Parmi ces genres, quatre sont communs aux deux stades, à savoir : *Candida*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium* et *Penicillium*. Toutefois leur abondance relative varie fortement selon la niche. Par exemple nous avons noté une dominance marquée de *Penicillium* chez FV (60,66%), alors que pour FM, il ne représente que 8%. A l'inverse, *Candida* est majoritaire pour FM (50,16%) contre seulement 3,7% pour FV.

Nous avons également mis en évidence six genres spécifiques à une seule niche ; *Alternaria* (1,11%), *Aspergillus* (11,11%) et *Trichocladium* (4,4%) sont exclusifs à FV, tandis que *Fusarium* (3%), *Rhizoctonia* (1,66%) et *Trichophyton* (23,16%) sont présents uniquement chez FM.

Ces observations confirment que la composition des communautés fongiques évolue au cours de cycle de vie des feuilles. Elle se modifie à mesure que les feuilles vivantes arrivent à maturité, entrent en sénescence, meurent, puis se décomposent une fois tombées de la plante, suivant ainsi un processus de succession fongique (Hirose *et al.*, 2013). Une étude révèle que chaque étape de dégradation des feuilles de *Posidonia oceanica* est accompagnée par une communauté fongique spécifique suggérant une succession écologique, où les champignons apparaissent et disparaissent en fonction des conditions et du degrés de décomposition de la matière organique (Stipcich *et al.*, 2023). La présence exclusive de genres comme *Fusarium*, *Rhizoctonia* et *Trichophyton* sur les feuilles mortes renforce cette idée de spécialisation fongique selon le stade de dégradation. Par ailleurs, la répartition de certaines espèces fongiques en fonction de l'état des feuilles met en évidence le rôle écologique exercé par ces organismes sur *Posidonia oceanica* (Poli *et al.*, 2020).

Certains champignons associés aux feuilles vivantes de *Posidonia oceanica* se retrouvent également associés aux feuilles mortes. Cela peut s'expliquer par leur capacité à produire des enzymes extracellulaires ou à décomposer des feuilles sénescents stériles (Voříšková & Baldrian, 2013)

3.7.2 Analyse de variance ANOVA comparative des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes de *P. oceanica*

Une ANOVA a été réalisée afin de déterminer s'il existe une différence significative entre les deux stades pour les genres isolés. Parmi les dix genres étudiés, seuls trois présentent une différence statistiquement significative : il s'agit de *Candida* (0,00), *Penicillium* (0,00) et *Trichophyton* (0,04) (Tableau. 10).

Tableau 11. Résultat de l'ANOVA entre les deux stades.

Genres	Probabilité	Signification
<i>Alternaria</i>	0,33	Non significatif
<i>Aspergillus</i>	0,33	Non significatif
<i>Candida</i>	0,00	Significatif
<i>Cladosporium</i>	0,47	Non significatif
<i>Fusarium</i>	0,33	Non significatif
<i>Neoscytalidium</i>	0,70	Non significatif
<i>Penicillium</i>	0,00	Significatif
<i>Rhizoctonia</i>	0,33	Non significatif
<i>Trichocladium</i>	0,33	Non significatif
<i>Trichophyton</i>	0,04	Significatif

Le test de Newman-Keuls permet de déterminer si les différences entre les moyennes des groupes sont statistiquement significatives. Les lettres A et B indiquent les groupes homogènes : si deux modalités partagent une lettre, la différence entre elles n'est pas significative. Si elles n'en partagent pas, la différence est significative.

- ***Candida***

D'après le tableau 11, le genre *Candida* est significativement plus abondant sur les feuilles mortes (50,17%) que sur les feuilles vivantes (3,33%), ce qui peut s'expliquer par le fait que ce genre est une levure saprophyte, qui se développe préférentiellement sur la matière organique en décomposition et justifie son abondance sur les feuilles mortes. Cela corrobore sa capacité à coloniser des substrats riches en matière organique et en décomposition (Ferreira *et al.*, 2013 ; Jia *et al.*, 2023).

Tableau 12. Comparaison des moyennes entre FV et FM pour *Candida*.

Etat de la feuille	Groupe	Moyenne
FV	A	3,33
FM	B	50,17

- ***Penicillium***

Pour le genre *Penicillium*, on remarque que son abondance est significativement plus élevée sur les feuilles vivantes (54,5%) que sur les mortes (8%) (Tab. 12). Ce résultat peut indiquer un rôle d'épiphyte opportuniste, capable de se développer en surface des feuilles vivantes sans nécessairement provoquer de dégradation. *Penicillium* est connu pour coloniser une variété de substrats et produire des métabolites secondaires qui peuvent interagir avec la plante hôte (Hyde *et al.*, 2019). Il pourrait aussi s'agir d'une phase de colonisation précoce avant la sénescence des feuilles.

Tableau 13. Comparaison des moyennes entre FV et FM pour *Penicillium*.

Etat de la feuille	Groupe	Moyenne
FM	A	8,00
FV	B	54,50

- ***Trichophyton***

Ce genre est absent sur les feuilles vivantes (0%), mais présent sur les feuilles mortes (23,17%) (Tableau. 13). Bien que *Trichophyton* soit principalement connu pour ses implications médicales, certaines espèces peuvent agir comme kératinophytes ou opportunistes saprophytes dans des substrats riches en protéines ou partiellement dégradés (Weitzman & Summerbell, 1995). Sa présence uniquement sur feuilles mortes suggère qu'il intervient dans les phases de décomposition, profitant d'un substrat déjà modifié par d'autres microorganismes.

Tableau 14. Comparaison des moyennes entre FV et FM pour *Trichophyton*.

Etat de la feuille	Groupe	Moyenne
FV	A	0,00
FM	B	23,17

3.7.3 Matrice de corrélation des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes

L'analyse de la matrice de corrélation (Tableau. 14) révèle des interactions très faibles, voire absentes, entre les genres fongiques isolés des feuilles vivantes et des feuilles mortes de *Posidonia oceanica*. La majorité des coefficients de corrélation affichent des valeurs proches de zéro, traduisant une absence de relation linéaire significative entre les occurrences des différents genres.

Cette absence de corrélation peut être attribuée à la structure même des communautés fongiques, caractérisées par une faible abondance relative pour de nombreux genres. Dans ce contexte, les effets individuels, souvent neutres ou peu marqués, tendent à s'annuler, ce qui rend difficile la mise en évidence d'interactions synergiques ou antagonistes potentielles. Par ailleurs, la faible densité relative de certains genres limite leur influence sur la dynamique globale de la communauté, réduisant ainsi la probabilité de déceler des liens significatifs entre eux (Almeida *et al.*, 2024). Afin de dépasser les limites posées par l'absence de corrélations significatives, une augmentation de la taille de l'échantillon pourrait permettre de réduire le bruit statistique dû à la faible abondance relative de certains taxons, tout en conservant une pertinence écologique.

Tableau 15. Matrice de corrélation comparative des mycoépiphytes entre les feuilles mortes et les feuilles vivantes chez la posidonie.

	<i>Candida</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Neoscytalidium</i>	<i>Penicillium</i>	<i>Rhizoctonia</i>	<i>Trichophyton</i>	<i>Alternaria</i>	<i>Aspergillus</i>	<i>Trichocladium</i>
<i>Candida</i>	1									
<i>Cladosporium</i>	-0,16	1								
<i>Fusarium</i>	0,04	-0,08	1							
<i>Neoscytalidium</i>	-0,25	-0,08	-0,07	1						
<i>Penicillium</i>	-0,38	-0,22	-0,11	-0,15	1					
<i>Rhizoctonia</i>	0,04	-0,08	-0,05	-0,07	-0,19	1				
<i>Trichophyton</i>	-0,05	-0,06	0,11	-0,15	-0,37	0,36	1			
<i>Alternaria</i>	-0,18	-0,08	-0,05	-0,07	0,35	-0,05	-0,11	1		
<i>Aspergillus</i>	-0,18	-0,08	-0,05	-0,07	-0,19	-0,05	-0,11	-0,05	1	
<i>Trichocladium</i>	-0,18	-0,08	-0,05	-0,07	0,17	-0,05	-0,11	-0,05	-0,05	1

3.7.4 Analyse en composante principales comparative entre les mycoépiphytes des feuilles mortes et des feuilles vivantes

Le plan ½ de l'ACP explique 32% du phénomène, avec pour l'axe F1, 19% et pour l'axe F2, 13% de l'inertie totale. L'objectif principal de cette analyse est de comparer et de séparer deux groupes d'échantillons, notés FM (PFM) et FV (PFV), en fonction de leur composition mycologique (Figure. 26).

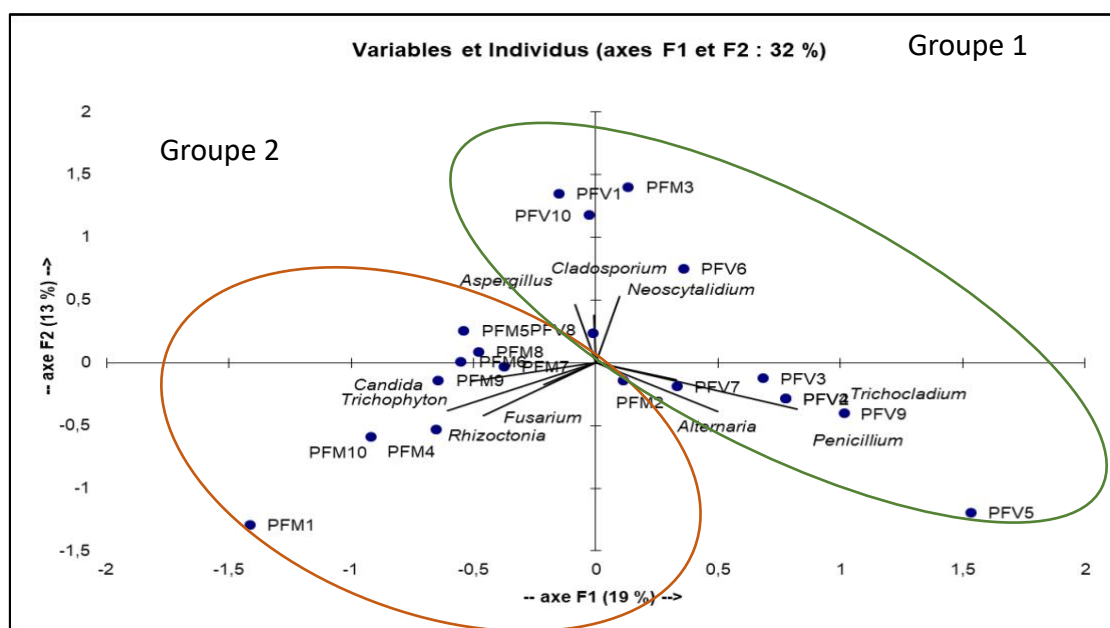


Figure 26. ACP représentant les genres épiphytes recensés aux niveaux des feuilles mortes et des feuilles vivantes chez *Posidonia oceanica* dans la région de Béni Ksila.

Selon l'axe F1, nous pouvons séparer les prélèvements en deux grands groupes. Pour le premier groupe, les feuilles vivantes (PFV) sont principalement colonisées sur leur surface par des genres tels que *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium* et *Trichocladium*. Ces champignons sont souvent considérés comme des épiphytes opportunistes,

capables de coloniser des tissus végétaux sains, sans nécessairement provoquer de dégradation (champignons épiphytes). Par exemple, *Penicillium* est connu pour produire des métabolites secondaires qui peuvent interagir avec la plante hôte, suggérant une relation mutualiste ou commensale (Hyde *et al.*, 2019).

En revanche, les feuilles mortes (PFM) présentent une dominance de genres tels que *Candida*, *Fusarium*, *Rhizoctonia* et *Trichophyton*. Ces champignons sont associés à des processus de décomposition avancée, exploitant la matière organique en décomposition. *Candida*, par exemple, est une levure saprophyte qui se développe préférentiellement sur des substrats riches en matière organique en décomposition, ce qui justifie son abondance sur les feuilles mortes (Cadet *et al.*, 2017).

Ces observations corroborent l'idée d'une succession fongique au cours du cycle de vie des feuilles de *P. oceanica*, où des communautés fongiques spécifiques apparaissent et disparaissent en fonction des conditions environnementales et du degré de décomposition de la matière organique (Stipcich *et al.*, 2023). La présence exclusive de certains genres sur les feuilles mortes renforce cette notion de spécialisation fongique selon le stade de dégradation.

Une étude de Frasca *et al.* (2025) a démontré que dans les feuilles vivantes, la communauté endophyte est dominée par *Posidoniomyces atricolor*, un champignon aérobie à croissance lente, spécifiquement associé aux racines de la plante et jouant probablement un rôle clé dans la stabilisation du carbone bleu grâce à la formation de microsclerotia. Ce taxon représentait jusqu'à 50 % de la communauté dans la couche supérieure des mattes vivantes, mais son abondance chutait drastiquement dans les couches mortes, remplacé par des saprotrophes rapides comme *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Penicillium* et *Wardomycesopsis*. Ces derniers sont connus pour leur potentiel enzymatique (laccases, peroxydases, tannases), facilitant la dégradation de la matière organique (Frasca *et al.*, 2024).

Ainsi, l'ACP met en évidence une différenciation claire des communautés fongiques entre les feuilles vivantes et mortes de *P. oceanica*, reflétant des adaptations écologiques spécifiques et des interactions complexes entre les champignons et leur substrat hôte (Stipcich *et al.*, 2023), où on passe d'une communauté associée à un hôte vivant, potentiellement mutualiste, à une communauté spécialisée dans la décomposition, sous l'effet de l'oxygénation accrue et de la sénescence des tissus. Ces changements pourraient avoir un impact direct sur la capacité de séquestration du carbone des herbiers, en modifiant les taux de dégradation et l'équilibre entre stockage et libération de carbone dans les écosystèmes marins (Frasca *et al.*, 2024).

Conclusion

Ce travail s'inscrit dans le cadre des recherches menées par le laboratoire Ressources Naturelles de l'université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou et vise à étudier le microbiome fongique épiphytique associé aux feuilles mortes de *Posidonia oceanica*. L'échantillonnage a été effectué en février 2025 sur la plage de Béni Ksila dans la wilaya de Bejaia, à partir de dix prélèvements réalisés à raison d'un mètre d'intervalle. Les feuilles récoltées ont été transportées dans des conditions permettant de préserver leurs états d'origine, puis traitées au laboratoire. Après centrifugation, le surnageant obtenu a été ensemencé sur un milieu de culture PDA (Potato Dextrose Agar), préparé selon une méthode rigoureuse et bien établie.

Après l'observation macroscopique et microscopique, nous avons pu établir un inventaire de sept genres de champignons épiphytes, à savoir : *Candida*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Rhizoctonia*, *Trichophyton*. Les résultats ont indiqué une prédominance marquée du phylum des Ascomycota, le genre *Candida* se distingue par sa forte représentation avec 50,16%, suivi par *Trichophyton* représentant 23,16%, comparé aux autres isolats identifiés.

L'analyse statistique a révélé que seul le genre *Neoscytalidium* présente une différence significative entre les différents prélèvements, comme l'a montré l'ANOVA. Par ailleurs, l'analyse en composantes principales (ACP) a mis en évidence des interactions globalement faibles entre les genres fongiques étudiés. En complément, la matrice de corrélation a révélé une interaction antagoniste notable entre les genres *Candida* et *Trichophyton*, indiquant une possible compétition ou inhibition mutuelle dans leur développement.

Les résultats de cette étude ont été comparés à ceux de Bouam & Saidoun (en cours) portant sur les feuilles vivantes dans le même site, nous avons observé des différences marquées en termes de composition, d'abondance et de distribution des genres fongiques. Sur les dix genres identifiés quatre sont communs aux deux types de feuilles, mais avec des abondances très variables, tandis que d'autres sont spécifiques à un seul état (vivant ou mort). Cette répartition reflète un processus de succession fongique où chaque stade de dégradation des feuilles est associé à une communauté fongique particulière, soulignant l'adaptation écologique et le rôle fonctionnel des champignons dans la dégradation de la matière organique marine.

Les résultats de l'ANOVA montrent des différences significatives pour les trois genres *Candida*, *Penicillium* et *Trichophyton*. Par ailleurs, la matrice de corrélation indique une absence d'interactions significatives entre les différents genres, tandis que l'analyse en composantes principales a permis une séparation claire des communautés selon l'état des feuilles, consolidant les différences structurelles dans la composition mycologique.

Cette étude constitue un point de départ vers une exploration plus vaste du monde fongique marin, invitant à approfondir non seulement l'identité et le fonctionnement des champignons associés à *Posidonia oceanica*, mais aussi leur rôle subtil dans les dynamiques écologiques et les équilibres côtiers. Donc il serait intéressant de poursuivre ces travaux par d'autres approches complémentaires comme par exemple :

- ❖ Compléter l'identification morphologiques par des analyses moléculaires afin de préciser l'identité des espèces fongiques et mieux comprendre leur diversité réelle ;

- ❖ Mettre en place un suivi saisonnier pour déterminer comment les champignons épiphytes évoluent dans le temps, en lien avec les cycles de croissance, de sénescence et de décomposition des feuilles de *Posidonia oceanica* ;
- ❖ Explorer les relations entre champignons épiphytes et d'autres microorganismes (bactéries, microalgues, etc...) associés aux feuilles et qui pourrait offrir une vision plus intégrée du microbiome de *Posidonia oceanica* ;
- ❖ Étendre les recherches à d'autres Phanérogames marines pour permettre de déterminer si les profils fongiques épiphytiques observés sont spécifiques à *Posidonia oceanica* ou partagés avec d'autres plantes marines.

Références bibliographiques

Abadie, A. (2014). *Anchoring in Posidonia oceanica meadows. Chemical consequences for a mechanical destruction?* AGRIS. Consulté le 6 février 2025, sur <https://agris.fao.org/search/en/providers/122397/records/64747064425ec3c088f1b749>

Aires, Tânia, Núria Marbà, Regina L. Cunha, Gary A. Kendrick, Diana I. Walker, Ester A. Serrão, Carlos M. Duarte, et Sophie Arnaud-Haond. 2011a. « Evolutionary History of the Seagrass Genus *Posidonia* ». *Marine Ecology Progress Series* 421: 117-30. doi:10.3354/meps08879.

Ajello, L., & Cheng, S.-L. Y. (1967). A New Geophilic Trichophyton. *Mycologia*. <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00275514.1967.12018415>

Allen, M. F., & Swenson, W. (2003). Ecology of mycorrhizae: A conceptual framework for complex interactions among plants and fungi. *Annual Review of Phytopathology*, 41(1), 271–303. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.41.052002.095518>

Almeida, B. K., Tran, E. H., & Afkhami, M. E. (2024). Phyllosphere fungal diversity generates pervasive nonadditive effects on plant performance. *New Phytologist*, 243(6), 2416-2429. <https://doi.org/10.1111/nph.19792>

Amoroso, G., Cozzolino, A., Idbella, M., Iacomino, G., Motti, R., & Bonanomi, G. (2024). The Decomposition Dynamics and Substrate Component Potential of Biomass from the Seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Horticulturae*, 10(1), Article 1. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10010058>

Apostolaki, Eugenia T., Marianne Holmer, Núria Marbà, et Ioannis Karakassis. 2011. « Epiphyte dynamics and carbon metabolism in a nutrient enriched Mediterranean seagrass (*Posidonia oceanica*) ecosystem ». *Journal of Sea Research* 66(2): 135-42. doi:10.1016/j.seares.2011.05.007.

Ardizzone, G., Belluscio, A., & Maiorano, L. (2006). Long-term change in the structure of a *Posidonia oceanica* landscape and its reference for a monitoring plan. *Marine Ecology*, 27(4), 299-309. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0485.2006.00128.x>

Atmaja, Putu Satya Pratama, Dietrich G. Bengen, et Hawis H. Madduppa. 2021. « The Second Skin of Seagrass Leaves: A Comparison of Microalgae Epiphytic Communities Between Two Different Species Across Two Seagrass Meadows in Lesser Sunda Islands ». *Tropical Life Sciences Research* 32(2): 97-119. doi:10.21315/tlsr2021.32.2.7.

Azcárate-García, Tomás, Pedro Beca-Carretero, et Fernando G. Brun. 2023. « Plant and Meadow Structure Characterisation of *Posidonia Oceanica* in Its Westernmost Distribution Range ». *Diversity* 15(1): 101. doi:10.3390/d15010101.

Badalamenti, Fabio, Adriana Alagna, et Silvio Fici. 2015. « Evidences of Adaptive Traits to Rocky Substrates Undermine Paradigm of Habitat Preference of the Mediterranean Seagrass *Posidonia Oceanica* ». *Scientific Reports* 5(1): 8804. doi:10.1038/srep08804.

Bagnouls F. Gaussen H. 1953. Saison sèche et indice xérothermique. Document pour les cartes des productions végétales, Tome3 : cartographie des limites écologiques. 6, art.8, faculté des sciences, Toulouse.

Ballesteros, Enric, Emma Cebrian, Antoni Garcia-Rubies, Teresa Alcoverro, Javier Romero, et Xavier Font. 2005. « Pseudovivipary, a New Form of Asexual Reproduction in the Seagrass *Posidonia Oceanica* ». 48(2): 175-77. doi:10.1515/BOT.2005.026.

Barnés-Guirado, M., Stchigel, A. M., & Cano-Lira, J. F. (2024). A New Genus of the Microascaceae (Ascomycota) Family from a Hypersaline Lagoon in Spain and the Delimitation of the Genus *Wardomyces*. *Journal of Fungi*, 10(4), Article 4. <https://doi.org/10.3390/jof10040236>

Bashir, Iqra, Aadil Farooq War, Iflah Rafiq, Zafar A. Reshi, Irfan Rashid, et Yogesh S. Shouche. 2022. « Phyllosphere microbiome: Diversity and functions ». *Microbiological Research* 254: 126888. doi:10.1016/j.micres.2021.126888.

Baudy, P., Zubrod, J. P., Korschak, M., Kolbenschlager, S., Pollitt, A., Baschien, C., Schulz, R., & Bundschuh, M. (2021). Fungal–fungal and fungal–bacterial interactions in aquatic decomposer communities : Bacteria promote fungal diversity. *Ecology*, 102(10), e03471. <https://doi.org/10.1002/ecy.3471>

Bédhomme, A. L., Thélin, I., & Boudouresque, C. F. (1983). *Mesure de la production primaire des feuilles de Posidonia oceanica : Modifications de la méthode de Zieman*. 26(1), 35-43. <https://doi.org/10.1515/botm.1983.26.1.35>

Belzunce, Miriam, Rafael M. Navarro, et Hava F. Rapoport. 2005. « Seed and early plantlet structure of the Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica* ». *Aquatic Botany* 82(4): 269-83. doi:10.1016/j.aquabot.2005.04.006.

Bennett, Richard J., et B. Gillian Turgeon. 2016. « Fungal Sex: The Ascomycota ». *Microbiology Spectrum*. doi:10.1128/microbiolspec.funk-0005-2016.

Benny, Gerald L., Richard A. Humber, et Joseph B. Morton. 2001. « Zygomycota: Zygomycetes ». In *Systematics and Evolution: Part A*, éd. David J. McLaughlin, Esther G. McLaughlin, et Paul A. Lemke. Berlin, Heidelberg: Springer, 113-46. doi:10.1007/978-3-662-10376-0_6.

Bidak, L. M. M., Heneidy, S. Z., Wenzhao, L., Fakhry, A. M., El-Kenany, E. T., El-Askary, H. M., & Abdel-Kareem, M. S. (2021). Mediterranean Tapeweed *Posidonia oceanica* (L.) Delile, an Endangered Seagrass Species. *Egyptian Journal of Botany*, 61(2), 335-348. <https://doi.org/10.21608/ejbo.2021.67942.1652>

Blanco-Murillo, Fabio, Yolanda Fernández-Torquemada, Aurora Garrote-Moreno, Claudio A. Sáez, et Jose Luis Sánchez-Lizaso. 2022. « *Posidonia oceanica* L. (Delile) meadows regression: Long-term affection may be induced by multiple impacts ». *Marine Environmental Research* 174: 105557. doi:10.1016/j.marenvres.2022.105557.

Bouchet, P., Guignard, J.-L., Pouchus, Y.-F., Villard, J., & al. (2005). *Les champignons : Mycologie fondamentale et appliquée* (2^e éd.). Masson.

Boudouresque, C. F., & Thelin, I. (1985). Floraison et fructification de *Posidonia oceanica* : Un protocole d'étude standardisé. *Rapports de la Commission Internationale pour l'Exploration Scientifique de la Mer Méditerranée*, 29(5).

Boudouresque, C. F., Bernard, G., Bonhomme, P., Charbonnel, E., Le Diréach, L., et al. (2007). Monitoring methods for *Posidonia oceanica* seagrass meadows in Provence and the French Riviera. *Scientific Reports of Port-Cros National Park*, 22, 17–38.

Boudouresque, C. F., Bernard, G., Pergent, G., Shili, A., & Verlaque, M. (2009). *Regression of Mediterranean seagrasses caused by natural processes and anthropogenic disturbances and stress : A critical review*. 52(5), 395-418. <https://doi.org/10.1515/BOT.2009.057>

Boudouresque, C.-F., Bernard G., Bonhomme P., Charbonel E., Diviaccio G., Ruiton S., Tunesi L., 2006. Présentation et conservation des herbiers à *Posidonia oceanica*. *Ramoge Pub Monaco* : 220p.

Boudouresque, Charles F., Gérard Pergent, Christine Pergent-Martini, Sandrine Ruitton, Thierry Thibaut, et Marc Verlaque. 2016. « The Necromass of the *Posidonia Oceanica* Seagrass Meadow: Fate, Role, Ecosystem Services and Vulnerability ». *Hydrobiologia* 781(1): 25-42. doi:10.1007/s10750-015-2333-y.

Boudouresque, Charles F., Guillaume Bernard, Gérard Pergent, Abdessalem Shili, et Marc Verlaque. 2009. « Regression of Mediterranean Seagrasses Caused by Natural Processes and Anthropogenic Disturbances and Stress: A Critical Review ». 52(5): 395-418. doi:10.1515/BOT.2009.057.

Bowman, Shaun M, et Stephen J Free. 2006. « The Structure and Synthesis of the Fungal Cell Wall ». *BioEssays* 28(8): 799-808. doi:10.1002/bies.20441.

Buia, M. C., et L. Mazzella. 1991. « Reproductive phenology of the Mediterranean seagrasses *Posidonia oceanica* (L.) Delile, *Cymodocea nodosa* (Ucria) Aschers., and *Zostera noltii* Hornem. » *Aquatic Botany* 40(4): 343-62. doi:10.1016/0304-3770(91)90080-O.

Burgaud, Gaëtan, Virginia Edgcomb, Brandon T. Hassett, Abhishek Kumar, Wei Li, Paraskevi Mara, Xuefeng Peng, et al. 2022. « Marine Fungi ». In *The Marine Microbiome*, éd. Lucas J. Stal et Mariana Silvia Cretoiu. Cham: Springer International Publishing, 243-95. doi:10.1007/978-3-030-90383-1_5.

Cadete, R., Lopes, M. R., & Rosa, C. A. (2017). Yeasts associated with decomposing plant material and rotting wood. In C. A. Rosa & G. Péter (Eds.), *Yeasts in natural ecosystems: Diversity* (pp. 265–292). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-62683-3_9

Campagne, Carole Sylvie, Jean-Michel Salles, Pierre Boissery, et Julie Deter. 2015. « The seagrass *Posidonia oceanica*: Ecosystem services identification and economic evaluation of

goods and benefits ». *Marine Pollution Bulletin* 97(1): 391-400. doi:10.1016/j.marpolbul.2015.05.061.

Cantasano, Nicola. 2023. « Back to the Sea: The Long and Winding Road of the Seagrass Species *Posidonia Oceanica* ». *Advances in Environmental and Engineering Research* 4(1): 1-8. doi:10.21926/aeer.2301003.

Carris, L. M., Little, C. R., & Stiles, C. M. (2012). Introduction to fungi. *The Plant Health Instructor*. <https://doi.org/10.1094/PHI-I-2012-0426-01>

Carvalho, Sofia D., et José A. Castillo. 2018. « Influence of Light on Plant–Phyllosphere Interaction ». *Frontiers in Plant Science* 9. doi:10.3389/fpls.2018.01482.

Cavalier-Smith, Thomas. 2010. « Deep Phylogeny, Ancestral Groups and the Four Ages of Life ». *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*. doi:10.1098/rstb.2009.0161.

Celdrán, David, et Arnaldo Marín. 2011. « Photosynthetic Activity of the Non-Dormant *Posidonia Oceanica* Seed ». *Marine Biology* 158(4): 853-58. doi:10.1007/s00227-010-1612-4.

Celdrán, David, et Arnaldo Marín. 2011. « Photosynthetic Activity of the Non-Dormant *Posidonia C.* Pergent-Martini et C. Le Ravallec., 2007. Lignes directrices pour les études d'impacts sur les herbiers marins. Programme des nations unis pour l'environnement.

Celdran, David, Javier Lloret, Jennifer Verduin, Mike van Keulen, et Arnaldo Marín. 2015. « Linking Seed Photosynthesis and Evolution of the Australian and Mediterranean Seagrass Genus *Posidonia* ». *PLOS ONE* 10(6): e0130015. doi:10.1371/journal.pone.0130015.

Chen, Deqiang, Juanjuan Yang, Shunfen Wang, Siren Lan, Yonglong Wang, Zhong-Jian Liu, et Xin Qian. 2024. « Comparative analysis of community composition and network structure between phyllosphere endophytic and epiphytic fungal communities of *Mussaenda pubescens* ». *Microbiology Spectrum* 13(1): e01019-24. doi:10.1128/spectrum.01019-24.

Couteaux, M.-M., Bottner, P., & Berg, B. (1995). Litter decomposition, climate and litter quality. *Trends in Ecology & Evolution*, 10(2), 63-66. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(00\)88978-8](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(00)88978-8)

Cunliffe, Michael. 2023. « Who are the marine fungi? » *Environmental Microbiology* 25(1): 131-34. doi:10.1111/1462-2920.16240.

Dattolo, Emanuela, Lazaro Marín-Guirao, Juan M. Ruiz, et Gabriele Procaccini. 2017. « Long-Term Acclimation to Reciprocal Light Conditions Suggests Depth-Related Selection in the Marine Foundation Species *Posidonia Oceanica* ». *Ecology and Evolution* 7(4): 1148-64. doi:10.1002/ece3.2731.

Dix, N. J. (2012). *Fungal Ecology*. Springer Science & Business Media.

Dong, Chunjuan, Wang, Li, et Shang. 2021. « Epiphytic and Endophytic Fungal Communities of Tomato Plants ». *Horticultural Plant Journal* 7(1): 38-48. doi:10.1016/j.hpj.2020.09.002.

Dube, H. C. 2013a. *An Introduction to Fungi, 4th Ed.* Scientific Publishers.

Entrambasaguas, Laura, Marlene Jahnke, Elio Biffali, Marco Borra, Remo Sanges, Lázaro Marín-Guirao, et Gabriele Procaccini. 2017. « Tissue-specific transcriptomic profiling provides new insights into the reproductive ecology and biology of the iconic seagrass species *Posidonia oceanica* ». *Marine Genomics* 35: 51-61. doi:10.1016/j.margen.2017.05.006.

Fattobene, Martina, Elisa Santoni, Raffaele Emanuele Russo, Silvia Zamponi, Paolo Conti, Adelmo Sorci, Muhammad Awais, Fuyong Liu, et Mario Berrettoni. 2024. « Analysis of *Posidonia oceanica*'s Stress Factors in the Marine Environment of Tremiti Islands, Italy ». *Molecules* 29(17): 4197. doi:10.3390/molecules29174197.

Fernández-Torquemada, Y., J.M. González-Correa, J.E. Martínez, et J.L. Sánchez-Lizaso. 2005. « Evaluation of the effects produced by the construction and expansion of marinas on *Posidonia oceanica* (L.) Delile meadows ». *Journal of Coastal Research*: 94-99.

Flórez-Muñoz, S. V., Gómez-Velásquez, J. C., Loaiza-Díaz, N., Soares, C., Santos, C., Lima, N., & Mesa-Arango, A. C. (2019). ITS rDNA Gene Analysis Versus MALDI-TOF MS For Identification of *Neoscytalidium dimidiatum* Isolated from Onychomycosis and Dermatophytosis Cases in Medellín (Colombia). *Microorganisms*, 7(9), Article 9. <https://doi.org/10.3390/microorganisms7090306>

Frasca, S., Alabiso, A., D'Andrea, M. M., & Migliore, L. (2025). Uncovering the fungal community composition of alive and dead *Posidonia oceanica* matte. *Microbial Ecology*, 87(1). <https://doi.org/10.1007/s00248-025-02492-6>

Gallo, Elena, Alice Oprandi, Carlo Nike Bianchi, Carla Morri, Annalisa Azzola, et Monica Montefalcone. 2023. « Unexpected slow recovery of seagrass leaf epiphytes after the impact of a summer heat wave and concomitant mucilage bloom ». *Marine Environmental Research* 189: 106034. doi:10.1016/j.marenvres.2023.106034.

Garbaye, J. (2013). *La symbiose mycorhizienne : une association entre les plantes et les champignons*. Éditions Quae.

Garcia, L. M., Costa-Orlandi, C. B., Bila, N. M., Vaso, C. O., Gonçalves, L. N. C., Fusco-Almeida, A. M., & Mendes-Giannini, M. J. S. (2020). A Two-Way Road : Antagonistic Interaction Between Dual-Species Biofilms Formed by *Candida albicans*/*Candida parapsilosis* and *Trichophyton rubrum*. *Frontiers in Microbiology*, 11. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.01980>

Garcia-Rubio, Rocio, Haroldo C. de Oliveira, Johanna Rivera, et Nuria Trevijano-Contador. 2020. « The Fungal Cell Wall: *Candida*, *Cryptococcus*, and *Aspergillus* Species ». *Frontiers in Microbiology* 10. doi:10.3389/fmicb.2019.02993.

Garcias-Bonet, N., Arrieta, J. M., de Santana, C. N., Duarte, C. M., & Marbà, N. (2012). Endophytic bacterial community of a Mediterranean marine angiosperm (*Posidonia oceanica*). *Frontiers in Microbiology*, 3, 342. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2012.00342>

Garinet, S., Tourret, J., Barete, S., Arzouk, N., Meyer, I., Frances, C., Datry, A., Mazier, D., Barrou, B., & Fekkar, A. (2015). Invasive cutaneous *Neoscytalidium* infections in renal transplant recipients: A series of five cases. *BMC Infectious Diseases*, 15(1), 535. <https://doi.org/10.1186/s12879-015-1241-0>

Garrote-Moreno, Aurora, Jose Miguel Sandoval-Gil, Juan M. Ruiz, Lázaro Marín-Guirao, Jaime Bernardeau-Esteller, Rocío García Muñoz, et Jose Luis Sánchez-Lizaso. 2015. « Plant Water Relations and Ion Homeostasis of Mediterranean Seagrasses (*Posidonia Oceanica* and *Cymodocea Nodosa*) in Response to Hypersaline Stress ». *Marine Biology* 162(1): 55-68. doi:10.1007/s00227-014-2565-9.

Giakoumi, S., Sini, M., Gerovasileiou, V., Mazor, T., Beher, J., Possingham, H. P., Abdulla, A., Çinar, M. E., Dendrinou, P., Gucu, A. C., Karamanlidis, A. A., Rodic, P., Panayotidis, P., ... Katsanevakis, S. (2013). Ecoregion-based conservation planning in the Mediterranean: Dealing with large-scale heterogeneity. *PLoS ONE*, 8(10), e76449. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0076449>

Gladfelter, Amy S., Timothy Y. James, et Anthony S. Amend. 2019. « Marine Fungi ». *Current Biology* 29(6): R191-95. doi:10.1016/j.cub.2019.02.009.

Gnavi, G., Berteà, C. M., Usai, M., Mazzola, S., & Varese, G. C. (2014). Fungal endophytes and associated metabolites from Mediterranean seagrasses. *Marine Drugs*, 12(5), 3046–3070. <https://doi.org/10.3390/md12053046>

Gnavi, G., Ercole, E., Panno, L., Vizzini, A., & Varese, G. C. (2014). Dothideomycetes and Leotiomyces sterile mycelia isolated from the Italian seagrass *Posidonia oceanica* based on rDNA data. *SpringerPlus*, 3(1), 508. <https://doi.org/10.1186/2193-1801-3-508>

Gong, Tianyu, et Xiu-Fang Xin. 2021. « Phyllosphere Microbiota: Community Dynamics and Its Interaction with Plant Hosts ». *Journal of Integrative Plant Biology* 63(2): 297-304. doi:10.1111/jipb.13060.

Gorthi, Lakshmi Vemu. 2019. « Morphological Classification of Fungal Infections (Yeasts, Mold, Dimorphic) ». In *Fungal Infections of the Central Nervous System: Pathogens, Diagnosis, and Management*, éd. Mehmet Turgut, Sundaram Challa, et Ali Akhaddar. Cham: Springer International Publishing, 23-30. doi:10.1007/978-3-030-06088-6_3.

Guala, I., Di Carlo, G., Jakl, Z., et al. (2012). *Monitoring of Posidonia oceanica meadows in Croatian protected areas* (Technical Report, 49 pp.). Association Sunce.

Guerrero-Meseguer, Laura, Carlos Sanz-Lázaro, et Arnaldo Marín. 2018. « Understanding the Sexual Recruitment of One of the Oldest and Largest Organisms on Earth, the Seagrass *Posidonia Oceanica* ». *PLOS ONE* 13(11): e0207345. doi:10.1371/journal.pone.0207345.

Haznedaroğlu, Mehmet Zeki, et Feriha Akarsu. 2009. « Anatomical Features of *Posidonia Oceanica* L. Delile Growing in Turkey ». *Hacettepe University Journal of the Faculty of Pharmacy* (1): 37-43.

He, Mao-Qiang, Rui-Lin Zhao, Dong-Mei Liu, Teodor T. Denchev, Dominik Begerow, Andrey Yurkov, Martin Kemler, et al. 2022. « Species Diversity of Basidiomycota ». *Fungal Diversity* 114(1): 281-325. doi:10.1007/s13225-021-00497-3.

Heidari, S., Gheisari, M., Abastabar, M., Pourabdollah, M., Mirenayat, M. S., Basharзад, N., Seifi, S., Tavakoli, M., Jafarzadeh, J., Ansari, S., Haghani, I., Seyedmousavi, S., Alastruey-Izquierdo, A., & Hedayati, M. T. (2021). Genotyping and In Vitro Antifungal Susceptibility Profile of *Neoscytalidium* Species Isolates from Respiratory Tract. *Mycopathologia*, 186(6), 833-845. <https://doi.org/10.1007/s11046-021-00545-1>

Helber, Stephanie B., Gabriele Procaccini, E. Fay Belshe, Alex Santillan-Sarmiento, Ulisse Cardini, Stefanie Bröhl, Michael Schmid, Hauke Reuter, et Mirta Teichberg. 2021. « Unusually Warm Summer Temperatures Exacerbate Population and Plant Level Response of *Posidonia Oceanica* to Anthropogenic Nutrient Stress ». *Frontiers in Plant Science* 12. doi:10.3389/fpls.2021.662682.

Helgason, Thorunn, et Alastair H. Fitter. « Natural Selection and the Evolutionary Ecology of the Arbuscular Mycorrhizal Fungi (Phylum Glomeromycota) ». <https://dx.doi.org/10.1093/jxb/erp144> (13 mars 2025).

Hirose, D., Matsuoka, Shunsuke, & Osono, T. (2013). Assessment of the fungal diversity and succession of ligninolytic endophytes in *Camellia japonica* leaves using clone library analysis. *Mycologia*, 105(4), 837-843. <https://doi.org/10.3852/12-385>

Hiscox, J., Baldrian, P., Rogers, H. J., & Boddy, L. (2010). Changes in oxidative enzyme activity during interspecific mycelial interactions involving the white-rot fungus *Trametes versicolor*. *Fungal Genetics and Biology*, 47(6), 562-571. <https://doi.org/10.1016/j.fgb.2010.03.007>

Holmer, Marianne, Marina Argyrou, Tage Dalsgaard, Roberto Danovaro, Elena Diaz-Almela, Carlos M. Duarte, Morten Frederiksen, et al. 2008. « Effects of fish farm waste on *Posidonia oceanica* meadows: Synthesis and provision of monitoring and management tools ». *Marine Pollution Bulletin* 56(9): 1618-29. doi:10.1016/j.marpolbul.2008.05.020.

Holt, Roberta R., John P. Jr Munafo, Julie Salmen, Carl L. Keen, Behroze S. Mistry, Justin M. Whiteley, et Harold H. Schmitz. 2024. « Mycelium: A Nutrient-Dense Food To Help Address World Hunger, Promote Health, and Support a Regenerative Food System ». *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 72(5): 2697-2707. doi:10.1021/acs.jafc.3c03307.

Hommel, R. K. (2014). CANDIDA | Introduction. In C. A. Batt & M. L. Tortorello (Éds.), *Encyclopedia of Food Microbiology (Second Edition)* (p. 367-373). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384730-0.00055-0>

Hyde, K. D., Jeewon, R., Chen, Y.-J., Bhunjun, C. S., Calabon, M. S., Jiang, H.-B., Lin, C.-G., Norphanphoun, C., Sysouphanthong, P., Pem, D., Tibpromma, S., Zhang, Q., Doilom, M., Jayawardena, R. S., Liu, J.-K., Maharachchikumbura, S. S. N., Phukhamsakda, C., Phookamsak, R., Al-Sadi, A. M., ... Lumyong, S. (2020). The numbers of fungi: Is the descriptive curve flattening? *Fungal Diversity*, 103, 219–271. <https://doi.org/10.1007/s13225-020-00458-y>

Ibelings, Bas W., Arnout De Bruin, Maiko Kagami, Machteld Rijkeboer, Michaela Brehm, et Ellen Van Donk. « HOST PARASITE INTERACTIONS BETWEEN FRESHWATER PHYTOPLANKTON AND CHYTRID FUNGI (CHYTRIDIOMYCOTA)1 ». <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1529-8817.2004.03117.x> (13 mars 2025).

Islam, M. R., G. Tudryn, R. Bucinell, L. Schadler, et R. C. Picu. 2017. « Morphology and Mechanics of Fungal Mycelium ». *Scientific Reports* 7(1): 13070. doi:10.1038/s41598-017-13295-2.

Jahnke, Marlene, Daniela D'Esposito, Luigi Orrù, Antonella Lamontanara, Emanuela Dattolo, Fabio Badalamenti, Silvia Mazzuca, Gabriele Procaccini, et Luisa Orsini. 2019. « Adaptive Responses along a Depth and a Latitudinal Gradient in the Endemic Seagrass *Posidonia Oceanica* ». *Heredity* 122(2): 233-43. doi:10.1038/s41437-018-0103-0.

James, Timothy Y., Frank Kauff, Conrad L. Schoch, P. Brandon Matheny, Valérie Hofstetter, Cymon J. Cox, Gail Celio, et al. 2006. « Reconstructing the Early Evolution of Fungi Using a Six-Gene Phylogeny ». *Nature* 443(7113): 818-22. doi:10.1038/nature05110.

Jia, Y., Liu, Y., Hu, W., Cai, W., Zheng, Z., Luo, C., & Li, D. (2023). Development of *Candida* autochthonous starter for cigar fermentation via dissecting the microbiome. *Frontiers in Microbiology*, 14. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1138877>

Jiménez-Casero, Judit, Maria Dolores Belando, Jaime Bernardeau-Esteller, Lazaro Marín-Guirao, Rocio García-Muñoz, José Luis Sánchez-Lizaso, et Juan Manuel Ruiz. 2023. « A Critical Gap in Seagrass Protection: Impact of Anthropogenic Off-Shore Nutrient Discharges on Deep *Posidonia Oceanica* Meadows ». *Plants* 12(3): 457. doi:10.3390/plants12030457.

Jones, E. B. G., & Pang, K.-L. (2012). *Marine fungi and fungal-like organisms*. Walter de Gruyter.

Jones, E. B. G., Suetrong, S., Sakayaroj, J., Bahkali, A. H., Abdel-Wahab, M. A., Boekhout, T., & Pang, K.-L. (2015). Classification of marine Ascomycota, Basidiomycota, Blastocladiomycota and Chytridiomycota. *Fungal Diversity*, 73(1), 1–72. <https://doi.org/10.1007/s13225-015-0339-4>

Kibbler, Christopher C., Richard Barton, Neil A. R. Gow, Susan Howell, Donna M. MacCallum, et Rohini J. Manuel. 2018. *Oxford Textbook of Medical Mycology*. Oxford University Press.

Kidd, Sarah E., Alireza Abdolrasouli, et Ferry Hagen. 2023. « Fungal Nomenclature: Managing Change Is the Name of the Game ». *Open Forum Infectious Diseases* 10(1). doi:10.1093/ofid/ofac559.

Kim, Jayoung. 2024. « Fungal identification based on the polyphasic approach: a clinical practice guideline ». *Annals of Clinical Microbiology* 27(4). doi:10.5145/ACM.2024.27.4.2.

Kinkel, L. (1991). Fungal Community Dynamics. In J. H. Andrews & S. S. Hirano (Éds.), *Microbial Ecology of Leaves* (p. 253-270). Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-4612-3168-4_13

Kumar, M., Thomas, P., V, A., Nair, S. S., Bagra, J. K., Chaturvedi, V. K., Kumar, B., Kumar, A., Rudramurthy, S. M., & Abhishek. (2023). Molecular epidemiology of *Trichophyton* infections among canines from Northern India. *Journal of Medical Mycology*, 33(1), 101352. <https://doi.org/10.1016/j.mycmed.2022.101352>

Kuo, J., & Hartog, C. den. (2006). Seagrass Morphology, Anatomy, and Ultrastructure. In A. W. D. LARKUM, R. J. ORTH, & C. M. DUARTE (Éds.), *SEAGRASSES: BIOLOGY, ECOLOGY AND CONSERVATION* (p. 51-87). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-2983-7_3

Kuo, J., et A. J. McComb. 1998. « Posidoniaceae ». In *Flowering Plants · Monocotyledons: Alismatanae and Commelinanae (except Gramineae)*, éd. Klaus Kubitzki. Berlin, Heidelberg: Springer, 404-8. doi:10.1007/978-3-662-03531-3_38.

Leguin, Marie, Wenke Smets, Dieter Vandenheuvel, Tom Eilers, Babette Muyshondt, Els Prinsen, Roeland Samson, et Sarah Lebeer. 2020. « Modes of Action of Microbial Biocontrol in the Phyllosphere ». *Frontiers in Microbiology* 11. doi:10.3389/fmicb.2020.01619.

Leiva-Dueñas, C., López-Merino, L., Serrano, O., Martínez Cortizas, A., & Mateo, M. A. (2018). Millennial-scale trends and controls in *Posidonia oceanica* (L. Delile) ecosystem productivity. *Global and Planetary Change*, 169, 92-104. <https://doi.org/10.1016/j.gloplacha.2018.07.011>

Leoni, V., Dedini, R., Cossu, A., Pergent, G., Pergent-Martini, C., & Vela, A. (2008). Estimation des quantités de litière de *Posidonia oceanica* échouées sur les plages : Exemple de la baie de Calvi (Méditerranée, Corse). *Océanis*, 34(1/2), 127-140.

Leoni, V., Pasqualini, V., Pergent-Martini, C., & Pergent, G. (2009). *Posidonia oceanica* banquette: a potential source of contaminants. *Marine Pollution Bulletin*, 58(4), 511-514. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2008.12.001>

Lepoint, G., Jacquemart, J., Bouquegneau, J.-M., Demoulin, V., & Gobert, S. (2007). Field Measurements of Inorganic Nitrogen Uptake by Epiflora Components of the Seagrass *Posidonia Oceanica* (monocotyledons, Posidoniaceae). *Journal of Phycology*, 43(2), 208-218. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2007.00322.x>

Letcher, Peter M., Martha J. Powell, Donald J. S. Barr, Perry F. Churchill, William S. Wakefield, et Kathryn T. Picard. 2008. « *Rhizophlyctidales*—a new order in *Chytridiomycota* ». *Mycological Research* 112(9): 1031-48. doi:10.1016/j.mycres.2008.03.007.

Liu, Dongyou. 2024. « Chapter 138 - Classification of medically important fungi ». In *Molecular Medical Microbiology (Third Edition)*, éd. Yi-Wei Tang, Musa Y. Hindiyeh, Dongyou Liu, Andrew Sails, Paul Spearman, et Jing-Ren Zhang. Academic Press, 2763-77. doi:10.1016/B978-0-12-818619-0.00034-4.

Longcore, Joyce E. « Chytridiomycota ». doi:10.1038/npg.els.0000349.

López-García, P., et al. (2019). Fungal communities in decomposing *Posidonia oceanica* litter: insights into microbial succession during seagrass detritus breakdown. *Fungal Ecology*, 39, 52–60.

Mabrouk, L., Ben Brahim, M., Hamza, A., & Bradai, M.-N. (2015). Temporal and spatial zonation of macroepiphytes on *Posidonia oceanica* (L.) Delile leaves in a meadow off Tunisia. *Marine Ecology*, 36(1), 77-92. <https://doi.org/10.1111/maec.12118>

Madusanka, Chathura, Dhanushka Udayanga, Renuka Nilmini, Suranga Rajapaksha, Choolaka Hewawasam, Dimuthu Manamgoda, et Juliana Vasco-Correa. 2024. « A Review of Recent Advances in Fungal Mycelium Based Composites ». *Discover Materials* 4(1): 13. doi:10.1007/s43939-024-00084-8.

Magurno, F., Uszok, S., Bierza, K., Bakr, J., Kende, Z., Bessa de Queiroz, M., & Casieri, L. (2024). *Glomus mongioiense*, a New Species of Arbuscular Mycorrhizal Fungi from Italian Alps and the Phylogeny-Spoiling Issue of Ribosomal Variants in the *Glomus* Genus. *Agronomy*, 14(7), Article 7. <https://doi.org/10.3390/agronomy14071350>

Marbà, Núria, Carlos M. Duarte, Marianne Holmer, Regino Martínez, Gotzon Basterretxea, Alejandro Orfila, Antoni Jordi, et Joaquín Tintoré. 2002. « Effectiveness of protection of seagrass (*Posidonia oceanica*) populations in Cabrera National Park (Spain) ». *Environmental Conservation* 29(4): 509-18. doi:10.1017/S037689290200036X.

Mari, Lorenzo, Paco Melià, Marino Gatto, et Renato Casagrandi. 2021. « Identification of Ecological Hotspots for the Seagrass *Posidonia Oceanica* via Metapopulation Modeling ». *Frontiers in Marine Science* 8. doi:10.3389/fmars.2021.628976.

Marín-Guirao, Lázaro, Jose Miguel Sandoval-Gil, Jaime Bernardeau-Esteller, Juan Manuel Ruíz, et Jose Luis Sánchez-Lizaso. 2013. « Responses of the Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica* to hypersaline stress duration and recovery ». *Marine Environmental Research* 84: 60-75. doi:10.1016/j.marenvres.2012.12.001.

Marouf, A., & Reynaud, J. (2007). *La botanique de A à Z : 1 662 définitions* [Dictionnaire encyclopédique]. Dunod.

McConnaughey, M. 2014. « Physical Chemical Properties of Fungi☆ ». In *Reference Module in Biomedical Sciences*, Elsevier. doi:10.1016/B978-0-12-801238-3.05231-4.

McConnaughey, Mona. 2007. « Physical and Chemical Properties of Fungi ». In *xPharm: The Comprehensive Pharmacology Reference*, éd. S. J. Enna et David B. Bylund. New York: Elsevier, 1-3. doi:10.1016/B978-008055232-3.60231-4.

McDonald, Ashley M., Rachel B. McDonald, Just Cebrian, et José Luis Sánchez Lizaso. 2023. « Reconstructed life history metrics of the iconic seagrass *Posidonia oceanica* (L.) detect localized anthropogenic disturbance signatures ». *Marine Environmental Research* 186: 105901. doi:10.1016/j.marenvres.2023.105901.

Meinesz, A., G. Caye, F. Loquès, et H. Molenaar. 1991. « Growth and development in culture of orthotropic rhizomes of *Posidonia oceanica* ». *Aquatic Botany* 39(3): 367-77. doi:10.1016/0304-3770(91)90010-3.

Mennad, M., Mekhazni, L., Zakia, M., & Filali, T. (2021). *L'approche écosystémique des pêches sur la côte ouest de Béjaïa en Algérie* (Rapport technique). Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO). <https://doi.org/10.4060/cb6886fr>

Meredith, T. A., & Ulrich, J. N. (2013). Chapter 122—Infectious Endophthalmitis. In S. J. Ryan, S. R. Sadda, D. R. Hinton, A. P. Schachat, S. R. Sadda, C. P. Wilkinson, P. Wiedemann, & A. P. Schachat (Éds.), *Retina (Fifth Edition)* (p. 2019-2039). W.B. Saunders. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-0737-9.00122-3>

Messina, C. M., Arena, R., Manuguerra, S., Pericot, Y., Curcuraci, E., Kerninon, F., Renda, G., Hellio, C., & Santulli, A. (2021). Antioxidant Bioactivity of Extracts from Beach Cast Leaves of *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Marine Drugs*, 19(10), Article 10. <https://doi.org/10.3390/md19100560>

Michel, L. N., Dauby, P., Dupont, A., Gobert, S., & Lepoint, G. (2015). Selective top-down control of epiphytic biomass by amphipods from *Posidonia oceanica* meadows: Implications for ecosystem functioning. *Belgian Journal of Zoology*, 145(2), 83–93.

Migliore, Luciana, Alice Rotini, Davide Randazzo, Nadia N. Albanese, et Agata Giallongo. 2007. « Phenols Content and 2-D Electrophoresis Protein Pattern: A Promising Tool to Monitor *Posidonia* Meadows Health State ». *BMC Ecology* 7(1): 6. doi:10.1186/1472-6785-7-6.

Min, K., Naseem, S., & Konopka, J. B. (2019). N-acetylglucosamine regulates morphogenesis and virulence pathways in fungi. *Journal of Fungi*, 6(1), 8. <https://doi.org/10.3390/jof6010008>

Molenaar, H., Barthélémy, D., de Reffye, P., Meinesz, A., & Mialet, I. (2000). Modelling architecture and growth patterns of *Posidonia oceanica*. *Aquatic Botany*, 66(2), 85-99. [https://doi.org/10.1016/S0304-3770\(99\)00071-6](https://doi.org/10.1016/S0304-3770(99)00071-6)

Moulinier, C. (2003). *Parasitologie et mycologie médicales : éléments de morphologie et de biologie* (Éd. Médicales Internationales).

Naccarato, G. L., Cierjacks, A., Malcolm-McKay, A., García, M. M., Macrina, L., & Miliou, A. (2024). *Tracing Localised Nutrient Pollution Events to Posidonia oceanica Epiphyte Community Assemblages, in the Eastern Aegean Sea*. Research Square. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4885955/v1>

Nguyen, Hung Manh, Miriam Ruocco, Emanuela Dattolo, Federica Paola Casseti, Sebastiano Calvo, Agostino Tomasello, Lázaro Marín-Guirao, Mathieu Pernice, et Gabriele Procaccini. 2023. « Signs of Local Adaptation by Genetic Selection and Isolation Promoted by Extreme Temperature and Salinity in the Mediterranean Seagrass *Posidonia Oceanica* ». *Molecular Ecology* 32(15): 4313-28. doi:10.1111/mec.17032.

Orsini, L., S. Acunto, L. Piazzini, et G. Procaccini. 2001a. « Sexual Reproduction and Recruitment in *Posidonia Oceanica* (L.) Delile, a Genetic Diversity Study ». In *Mediterranean Ecosystems: Structures and Processes*, éd. Francesco Maria Faranda, Letterio Guglielmo, et GianCarlo Spezie. Milano: Springer Milan, 385-89. doi:10.1007/978-88-470-2105-1_50.

Osono, Takashi. 2014. « Diversity and Ecology of Endophytic and Epiphytic Fungi of Tree Leaves in Japan: A Review ». In *Advances in Endophytic Research*, éd. Vijay C. Verma et Alan C. Gange. New Delhi: Springer India, 3-26. doi:10.1007/978-81-322-1575-2_1.

Ottosson, E., Nordén, J., Dahlberg, A., Edman, M., Jönsson, M., Larsson, K.-H., Olsson, J., Penttilä, R., Stenlid, J., & Ovaskainen, O. (2014). Species associations during the succession of wood-inhabiting fungal communities. *Fungal Ecology*, 11, 17-28. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2014.03.003>

Pang, K.-L., & Jones, E. B. G. (2016). Phylogenetic Diversity of Fungi in the Sea including the Opisthosporidia. In D.-W. Li (Éd.), *Biology of Microfungi* (p. 267-283). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-29137-6_12

Pang, K.-L., Jheng, J.-S., & Jones, E. B. G. (2011). *Marine mangrove fungi of Taiwan*. National Taiwan Ocean University.

Panno, Luigi, Maurizio Bruno, Samuele Voyron, Antonella Anastasi, Giorgio Gnani, Luca Miserere, et Giovanna Cristina Varese. 2013. « Diversity, ecological role and potential biotechnological applications of marine fungi associated to the seagrass *Posidonia oceanica* ». *New Biotechnology* 30(6): 685-94. doi:10.1016/j.nbt.2013.01.010.

Pasqualetti, M., Giovannini, V., Barghini, P., Gorrasi, S., & Fenice, M. (2020). Diversity and ecology of culturable marine fungi associated with *Posidonia oceanica* leaves and their epiphytic algae *Dictyota dichotoma* and *Sphaerococcus coronopifolius*. *Fungal Ecology*, 44, 100906. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2019.100906>

Pergent, G., & Pergent-Martini, C. (1990). *Some Applications of Lepidochronological Analysis in the Seagrass Posidonia oceanica*. 33(4), 299-310. <https://doi.org/10.1515/botm.1990.33.4.299>

Pergent-Martini, C., & Le Ravallec, C. (2007). *Lignes directrices pour les études d'impacts sur les herbiers marins*. Programme des Nations Unies pour l'environnement (PNUE).

Pergent-Martini, C., Boudouresque, C.-F., Pasqualini, V., & Pergent, G. (2006). Impact of fish farming facilities on *Posidonia oceanica* meadows : A review. *Marine Ecology*, 27(4), 310-319. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0485.2006.00122.x>

Piazzì, Luigi, David Balata, et Giulia Ceccherelli. 2016. « Epiphyte assemblages of the Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*: an overview ». *Marine Ecology* 37(1): 3-41. doi:10.1111/maec.12331.

Pitt, John I., et Ailsa D. Hocking. 2022. « Zygomycetes ». In *Fungi and Food Spoilage*, éd. John I. Pitt et Ailsa D. Hocking. Cham: Springer International Publishing, 201-30. doi:10.1007/978-3-030-85640-3_6.

Poli, A., Bovio, E., Ranieri, L., Varese, G. C., & Prigione, V. (2020). Fungal Diversity in the Neptune Forest : Comparison of the Mycobiota of *Posidonia oceanica*, *Flabellia petiolata*, and *Padina pavonica*. *Frontiers in Microbiology*, 11. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00933>

Poli, A., et al. (2023). Mycobiota associated with *Posidonia oceanica*: ecological significance and biotechnological potential. *Journal of Marine Science and Engineering*, 11(2), 274.

Pontón, José. 2008. « [The fungal cell wall and the mechanism of action of anidulafungin] ». *Revista iberoamericana de micología* 25(2): 78-82. doi:10.1016/s1130-1406(08)70024-x.

Purahong, W., Krüger, D., Buscot, F., & Wubet, T. (2016). Correlations between the composition of modular fungal communities and litter decomposition-associated ecosystem functions. *Fungal Ecology*, 22, 106-114. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2016.04.009>

Raghukumar, S. (2017). Fungi : Characteristics and Classification. In S. Raghukumar (Éd.), *Fungi in Coastal and Oceanic Marine Ecosystems : Marine Fungi* (p. 1-15). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-54304-8_1

Rämä, T., Nordén, J., Davey, M. L., Mathiassen, G. H., Spatafora, J. W., & Kauserud, H. (2014). *Fungi ahoy! Diversity on marine wooden substrata in the high North*. *Fungal Ecology*, 8, 46–58. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2013.12.002>

Rastogi, G., Coaker, G. L., & Leveau, J. H. J. (2013). New insights into the structure and function of phyllosphere microbiota through high-throughput molecular approaches. *FEMS Microbiology Letters*, 348(1), 1–10. <https://doi.org/10.1111/1574-6968.12225>

Redecker, Dirk, et Philipp Raab. 2006. « Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers ». *Mycologia* 98(6): 885-95. doi:10.1080/15572536.2006.11832618.

Remy, F., Michel, L. N., Mascart, T., De Troch, M., & Lepoint, G. (2021). Trophic ecology of macrofauna inhabiting seagrass litter accumulations is related to the pulses of dead leaves. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 252, 107300. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2021.107300>

Richardson, M. 2009. « The Ecology of the Zygomycetes and Its Impact on Environmental Exposure ». *Clinical Microbiology and Infection* 15(s5): 2-9. doi:10.1111/j.1469-0691.2009.02972.x.

Rigo, I., Paoli, C., Dapuzo, G., Pergent-Martini, C., Pergent, G., Oprandi, A., Montefalcone, M., Bianchi, C. N., Morri, C., & Vassallo, P. (2021). *The Natural Capital Value of the Seagrass Posidonia oceanica in the North-Western Mediterranean*. Diversity, 13(10), Article 499. <https://doi.org/10.3390/d13100499>

Rinaldi, Alessandro, Marco Martinez, Fabio Badalamenti, Giovanni D'Anna, Simone Mirto, Lazaro Marín-Guirao, Gabriele Procaccini, et Valeria Montalto. 2023. « The Ontogeny-Specific Thermal Sensitivity of the Seagrass Posidonia Oceanica ». *Frontiers in Marine Science* 10. doi:10.3389/fmars.2023.1183728.

Roberts, G. D. (1981). Fungi. In J. A. Washington (Éd.), *Laboratory Procedures in Clinical Microbiology* (p. 407-491). Springer US. https://doi.org/10.1007/978-1-4684-0118-9_7

Rubio-Portillo, E., Martin-Cuadrado, A.-B., Ramos-Esplá, A. Á., & Antón, J. (2021). Metagenomics Unveils Posidonia oceanica “Banquettes” as a Potential Source of Novel Bioactive Compounds and Carbohydrate Active Enzymes (CAZymes). *mSystems*, 6(5), 10.1128/msystems.00866-21. <https://doi.org/10.1128/msystems.00866-21>

Ruiz, J. M., et J. Romero. 2003. « Effects of disturbances caused by coastal constructions on spatial structure, growth dynamics and photosynthesis of the seagrass *Posidonia oceanica* ». *Marine Pollution Bulletin* 46(12): 1523-33. doi:10.1016/j.marpolbul.2003.08.021.

Ruíz, Juan M., Lazaro Marín-Guirao, et Jose M. Sandoval-Gil. 2009. « Responses of the Mediterranean Seagrass Posidonia Oceanica to in Situ Simulated Salinity Increase ». 52(5): 459-70. doi:10.1515/BOT.2009.051.

Samanta, I. (2015). Cutaneous, Subcutaneous and Systemic Mycology. In I. Samanta (Éd.), *Veterinary Mycology* (p. 11-153). Springer India. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2280-4_4

Sandoval-Gil, Jose Miguel, Lázaro Marín-Guirao, et Juan M. Ruiz. 2012. « Tolerance of Mediterranean Seagrasses (*Posidonia Oceanica* and *Cymodocea Nodosa*) to Hypersaline Stress:

Water Relations and Osmolyte Concentrations ». *Marine Biology* 159(5): 1129-41. doi:10.1007/s00227-012-1892-y.

Sankari, S. L., Gayathri, K., Balachander, N., & Malathi, L. (2015). Candida in potentially malignant oral disorders. *Journal of Pharmacy and Bioallied Sciences*, 7(Suppl 1), S162. <https://doi.org/10.4103/0975-7406.155886>

Sanna, M., Mua, A., Casula, M., & Rinaldi, A. C. (2024). Inocybaceae (Basidiomycota) in Ectomycorrhizal Symbiosis with Halimium (Cistaceae), and the Description of Two New Species of Inocybe from Sardinia (Italy). *Diversity*, 16(8), Article 8. <https://doi.org/10.3390/d16080505>

Sartoretto, Stéphane, et Colombe Baucour. « CARACTÉRISTIQUES ET ÉTAT ÉCOLOGIQUE ».

Scaradozzi, D., G. Conte, G.P. De Capua, L. Sorbi, C. Luciani, P.G. De Cecco, et A. Sorci. 2009. « Innovative technology for studying growth areas of Posidonia oceanica ». In *2009 IEEE Workshop on Environmental, Energy, and Structural Monitoring Systems*, , 71-75. doi:10.1109/EESMS.2009.5341312.

Schoch, Conrad L., Gi-Ho Sung, Francesc López-Giráldez, Jeffrey P. Townsend, Jolanta Miadlikowska, Valérie Hofstetter, Barbara Robbertse, et al. 2009. « The Ascomycota Tree of Life: A Phylum-wide Phylogeny Clarifies the Origin and Evolution of Fundamental Reproductive and Ecological Traits ». *Systematic Biology* 58(2): 224-39. doi:10.1093/sysbio/syp020.

SCHÜBLER, Arthur, Daniel Schwarzott, et Christopher Walker. 2001. « A New Fungal Phylum, the Glomeromycota: Phylogeny and Evolution ». *Mycological Research* 105(12): 1413-21. doi:10.1017/S0953756201005196.

Seagrass meadows (Posidonia oceanica) distribution and trajectories of change | Scientific Reports. (s. d.). Consulté 30 janvier 2025, à l'adresse <https://www.nature.com/articles/srep12505>

Serrano, O., Mateo, M. A., Renom, P., & Julià, R. (2012). Characterization of soils beneath a *Posidonia oceanica* meadow. *Geoderma*, 185-186, 26-36. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2012.03.020>

Shabaka, S. H., Khalil, M. K., El-Sikaily, A., & Youssef, N. A.-E. (2021). *Posidonia oceanica* litter along the Mediterranean Coast of Egypt : Status and a preliminary assessment of nutrients and trace elements contents. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 255, 107342. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2021.107342>

Sinclair, Elizabeth A., Renae Hovey, John Statton, Matthew W. Fraser, Marion L. Cambridge, et Gary A. Kendrick. 2016. « Comment on ‘Seagrass Viviparous Propagules as a

Potential Long-Distance Dispersal Mechanism' by A. C. G. Thomson et Al. » *Estuaries and Coasts* 39(1): 290-93. doi:10.1007/s12237-015-9941-7.

Stipcich, P., Balmas, V., Jimenez, C. E., Oufensou, S., & Ceccherelli, G. (2023). Cultivable mycoflora on bleached, decaying and healthy *Posidonia oceanica* leaves in a warm-edge Mediterranean location. *Marine Environmental Research*, 192, 106188. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2023.106188>

Stipcich, Patrizia, Gabriella La Manna, et Giulia Ceccherelli. 2024. « Warming-Induced Flowering and Fruiting in the Seagrass *Posidonia Oceanica* and Uncertainties Due to Context-Dependent Features ». *Marine Biology* 171(3): 67. doi:10.1007/s00227-024-04388-4.

Stürmer, Sidney Luiz. 2012. « A History of the Taxonomy and Systematics of Arbuscular Mycorrhizal Fungi Belonging to the Phylum Glomeromycota ». *Mycorrhiza* 22(4): 247-58. doi:10.1007/s00572-012-0432-4.

Tasdemir, D., Scarpato, S., Utermann-Thüsing, C., Jensen, T., Blümel, M., Wenzel-Storjohann, A., Welsch, C., & Echelmeyer, V. A. (2024). *Epiphytic and endophytic microbiome of the seagrass *Zostera marina*: Do they contribute to pathogen reduction in seawater? The Science of the Total Environment*, 908, 168422. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.168422>

Tomas, Fiona, Gema Hernan, Julia Mañez-Crespo, Andrés Arona, Daniela Haverbeck Meléndez, Xesca Reynés, Jonatan Delgado, Gabriele Procaccini, et Enric Ballesteros. 2024. « Mass flowering and unprecedented extended pseudovivipary in seagrass (*Posidonia oceanica*) after a Marine Heat Wave ». *Marine Pollution Bulletin* 203: 116394. doi:10.1016/j.marpolbul.2024.116394.

Trache, Djalal, Ahmed Fouzi Tarchoun, Daniela De Vita, et John F. Kennedy. 2023. « *Posidonia oceanica* (L.) Delile: A Mediterranean seagrass with potential applications but regularly and erroneously referred to as an algal species ». *International Journal of Biological Macromolecules* 230: 122624. doi:10.1016/j.ijbiomac.2022.11.169.

Traganos, D., Lee, C. B., Blume, A., Poursanidis, D., Čížmek, H., Deter, J., Mačić, V., Montefalcone, M., Pergent, G., Pergent-Martini, C., Ricart, A. M., & Reinartz, P. (2022). Spatially Explicit Seagrass Extent Mapping Across the Entire Mediterranean. *Frontiers in Marine Science*, 9. <https://doi.org/10.3389/fmars.2022.871799>

Trois, Celio, Luciana Didonet Del Fabro, et Vladimir A. Baulin. 2024. « Machine Learning Reveals Large-scale Impact of *Posidonia Oceanica* on Mediterranean Sea Water ». doi:10.48550/arXiv.2402.14459.

Tursi, Andrea, Francesco Mastrototaro, Federica Montesanto, Francesco De Giosa, Anna Lisco, Antonella Bottalico, et Giovanni Chimienti. 2022. « The Status of *Posidonia Oceanica* at Tremiti Islands Marine Protected Area (Adriatic Sea) ». *Biology* 11(6): 923. doi:10.3390/biology11060923.

Udayanga, Dhanushka, et Shaneya Devmini Miriyagalla. 2021. « Fungal Mycelium-Based Biocomposites: An Emerging Source of Renewable Materials ». In *Microbial Technology for Sustainable Environment*, Springer, Singapore, 529-50. doi:10.1007/978-981-16-3840-4_27.

Vacchi, Matteo, Giovanni De Falco, Simone Simeone, Monica Montefalcone, Carla Morri, Marco Ferrari, et Carlo Nike Bianchi. 2017. « Biogeomorphology of the Mediterranean Posidonia Oceanica Seagrass Meadows ». *Earth Surface Processes and Landforms* 42(1): 42-54. doi:10.1002/esp.3932.

Vasarri, Marzia, Anna Maria De Biasi, Emanuela Barletta, Carlo Pretti, et Donatella Degl'Innocenti. 2021. « An Overview of New Insights into the Benefits of the Seagrass Posidonia Oceanica for Human Health ». *Marine Drugs* 19(9): 476. doi:10.3390/md19090476.

Vinodkumar, S., Rageshwari, S., & Melvin Joe, M. (2024, June 18). Molecular phylogeny of fungi: An overview about the concepts, types and flowcharts of the fungal classification. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*. <https://doi.org/10.1080/03235408.2024.2365626>

Voigt, K., & Kirk, P. M. (2014). FUNGI | Classification of Zygomycetes : Reappraisal as Coherent Class Based on a Comparison between Traditional versus Molecular Systematics. In C. A. Batt & M. L. Tortorello (Éds.), *Encyclopedia of Food Microbiology (Second Edition)* (p. 54-67). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384730-0.00136-1>

Volk, Thomas J. 2001. « Fungi ». In *Encyclopedia of Biodiversity*, éd. Simon Asher Levin. New York: Elsevier, 141-63. doi:10.1016/B0-12-226865-2/00134-6.

Volk, Thomas J. 2013. « Fungi ». In *Encyclopedia of Biodiversity (Second Edition)*, éd. Simon A Levin. Waltham: Academic Press, 624-40. doi:10.1016/B978-0-12-384719-5.00062-9.

Vorholt, J. A. (2012). Microbial life in the phyllosphere. *Nature Reviews Microbiology*, 10(12), 828–840. <https://doi.org/10.1038/nrmicro2910>

Voříšková, J., & Baldrian, P. (2013). Fungal community on decomposing leaf litter undergoes rapid successional changes. *The ISME Journal*, 7(3), 477-486. <https://doi.org/10.1038/ismej.2012.116>

Wang, L., Chi, Z., Yue, L., Chi, Z., & Zhang, D. (2008). Occurrence and diversity of *Candida* genus in marine environments. *Journal of Ocean University of China*, 7(4), 416-420. <https://doi.org/10.1007/s11802-008-0416-3>

Weigand, H., Sogin, E. M., Núñez-Milland, V., et al. (2020). The microbiome of *Posidonia oceanica* seagrass leaves can be dominated by Planctomycetes. *Frontiers in Microbiology*, 11, 1458. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.01458>

Weitzman, I., & Summerbell, R. C. (1995). *The dermatophytes. Clinical Microbiology Reviews*, 8(2), 240–259. <https://doi.org/10.1128/CMR.8.2.240>

White, Merlin M., Timothy Y. James, Kerry O'Donnell, Matías J. Cafaro, Yuuhiko Tanabe, et Junta Sugiyama. 2006. « Phylogeny of the Zygomycota Based on Nuclear Ribosomal Sequence Data ». *Mycologia*. <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/15572536.2006.11832617> (14 mars 2025).

Wijayawardene, Nalin N., Kevin D. Hyde, Kirill V. Mikhailov, Gábor Péter, André Aptroot, Carmen L. A. Pires-Zottarelli, Bruno T. Goto, et al. 2024. « Classes and Phyla of the Kingdom Fungi ». *Fungal Diversity* 128(1): 1-165. doi:10.1007/s13225-024-00540-z.

Wissler, Lothar, Francisco M. Codoñer, Jenny Gu, Thorsten BH Reusch, Jeanine L. Olsen, Gabriele Procaccini, et Erich Bornberg-Bauer. 2011. « Back to the Sea Twice : Identifying Candidate Plant Genes for Molecular Evolution to Marine Life ». *BMC Evolutionary Biology* 11(1) : 8. doi :10.1186/1471-2148-11-8.

Wraight, Stephen P., G. Douglas Inglis, et Mark S. Goettel. 2007. « Fungi ». In *Field Manual of Techniques in Invertebrate Pathology: Application and Evaluation of Pathogens for Control of Insects and Other Invertebrate Pests*, éd. Lawrence A. Lacey et Harry K. Kaya. Dordrecht: Springer Netherlands, 223-48. doi:10.1007/978-1-4020-5933-9_10.

Yao, Hui, Xiang Sun, Chao He, Pulak Maitra, Xing-Chun Li, et Liang-Dong Guo. 2019. « Phyllosphere Epiphytic and Endophytic Fungal Community and Network Structures Differ in a Tropical Mangrove Ecosystem ». *Microbiome* 7(1): 57. doi:10.1186/s40168-019-0671-0.

Yemelyanova, M. (2016). *Mycorrhizal mushroom biodiversity in PAH-polluted areas*

Zakhama-Sraieb R., Sghaier Y. R., Charfi-Cheikhrouha F. (2011). *Sensibilisation sur l'importance des banquettes de Posidonia oceanica dans la protection des plages sableuses : approche participative*. In *Sandy Beaches and Coastal Zone Management – Proceedings of the Fifth International Symposium on Sandy Beaches*, 19–23 October 2009, Rabat (éd. A. Bayed), Trav. Inst. Scient., Rabat, Série Générale, 6 : 95–98

Zenone, Arturo, Fabio Badalamenti, Adriana Alagna, Stanislav N. Gorb, et Eduardo Infantes. 2022. « Assessing Tolerance to the Hydrodynamic Exposure of Posidonia Oceanica Seedlings Anchored to Rocky Substrates ». *Frontiers in Marine Science* 8. doi:10.3389/fmars.2021.788448.

Zucchetta, M., C. Venier, M. A. Taji, A. Mangin, et R. Pastres. 2016. « Modelling the spatial distribution of the seagrass *Posidonia oceanica* along the North African coast: Implications for the assessment of Good Environmental Status ». *Ecological Indicators* 61: 1011-23. doi:10.1016/j.ecolind.2015.10.059.

Sources électroniques

- A. <https://www.worldfloraonline.org/taxon/wfo-0000769715>. Consulté le 15/04/2025
- B. https://ec.europa.eu/maritimeaffairs/atlas/maritime_atlas/#lang=EN;p=w;bkgd=5;theme=631:0.75;c=617910.1422549877,6641954.633427012;z=4. Consulté le 15/04/2025
- C. <https://gisposidonie.osupytheas.fr/?p=4088>. Consulté le 18/06/2025
- D. [Googlemaps.com](https://www.google.com/maps). Consulté le 15/04/2025
- E. <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/bejaia/beni-ksila-888521/#climate-table> . Consulté le 15/04/2025
- F. <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/bejaia/beni-ksila-888521/#climate-table>. Consulté le 15/04/2025

Résumé

Cette étude explore la diversité des champignons épiphytes colonisant les feuilles mortes de *Posidonia oceanica*, récoltées à Béni Ksila, sur la côte méditerranéenne de l'Algérie. L'identification, basée sur des observations macroscopiques et microscopiques, a révélé une dominance des Ascomycètes, notamment du genre *Candida*. Par ailleurs, la comparaison entre les différents prélèvements met en évidence une diversité notable de champignons saprophytes, traduisant une dynamique fonctionnelle liée à la décomposition et à l'état des substrats foliaires. La comparaison avec les feuilles vivantes montre des communautés fongiques distinctes, suggérant l'existence de deux niches écologiques différenciées.

Mots-clés : *Posidonia oceanica* ; champignons épiphytes ; feuilles mortes ; saprophytes ; niches écologiques ; Béni Ksila (Algérie).

Abstract

This study investigates the diversity of epiphytic fungi colonizing dead leaves of *Posidonia oceanica*, collected in Béni Ksila, on the Mediterranean coast of Algeria. Fungal identification, based on both macroscopic and microscopic observations, revealed a dominance of Ascomycetes, particularly the genus *Candida*. Furthermore, comparison between different samples highlighted a notable diversity of saprophytic fungi, reflecting a functional dynamic related to decomposition processes and the condition of leaf substrates. The comparison with living leaves revealed distinct fungal communities, suggesting the existence of two differentiated ecological niches.

Keywords: *Posidonia oceanica*; epiphytic fungi; dead leaves; saprophytes; ecological niches; Béni Ksila (Algeria).