

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ Mouloud MAMMERRI 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 et endophytes des feuilles
de *Posidonia oceanica* de la région de Béni Ksila
(wilaya de Béjaïa, Algérie).**

Présenté par :

BOUAM Thanina & SAIDOUN Dihia

Le : 25/06/2025

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

الحمد لله الذي بنعمته تتم الصالحات

Tout d'abord merci à Dieu le tout puissant de nous avoir donné la force et la volonté d'acheminer ce travail.

Tout travail de recherche n'est jamais totalement l'œuvre d'une seule personne. À cet effet, nous tenons à exprimer nos sincères reconnaissances et nos vifs remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde reconnaissance envers Madame **SAADOUN N.**, professeur à la faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques de l'UMMTO, pour son soutien, son expertise et son engagement inestimable tout au long de la réalisation de cette étude.

Nos sincères remerciements vont également à notre co-promotrice Mademoiselle **TAOURIRT N.**, pour la réalisation de ce travail. Nous la remercions pour sa disponibilité, sa bienveillance et son soutien permanent.

Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury ; Madame **METNA F.**, qui nous a fait l'honneur de présider ce jury et Madame **BERRACHED R.**, examinatrice de ce travail de recherche pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre sujet en acceptant d'examiner ce travail et de l'enrichir par leurs remarques et suggestions.

Nos remerciements vont également aux membres **du laboratoire Ressources Naturelles de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou**, pour leur accueil, leur disponibilité et leur aide précieuse, notamment lors de l'étape d'ensemencement.





Dédicace

Ce travail est dédié à ceux qui ont cru en moi et m'ont accompagné jusqu'ici,

À ma très chère mère Fatma

Quoi que je fasse ou je dise, je ne saurai jamais te remercier comme il se doit. Ton affection me couvre, ta bienveillance me guide et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.

À mon très cher père Mohammed

Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir, m'encourager et croire en moi, même lorsque je doutais. Que ce travail traduit ma gratitude et mon affection.

À mes chères sœurs Meriem et Katia

Qui m'avez toujours soutenu et encouragé durant ces années d'études. Que dieu les protège et leurs offre la chance et le bonheur.

À mon adorable petit frère Lyes

Qui sait toujours comment procurer la joie et le bonheur pour toute la famille.

À mes deux chers grands-parents maternels

Qui je souhaite une longue vie pleine de santé et de sérénité.

À la mémoire de mes deux chers grands-parents paternels

Vous êtes partis, mais votre souvenir vit en moi. Que ce travail soit un humble hommage à votre mémoire, empreint d'amour et de respect.

À ma chère binôme Thanina

Merci pour ta complicité, ton sérieux, ta bonne humeur et ta persévérance. Ce chemin parcouru à deux restera gravé dans ma mémoire.

À toute ma famille,

À tous mes autres ami(e)s.

DIHIA...♥





Dédicace

Ce travail est dédié à toutes les personnes qui sont chères et spéciales,

À mes chers parents Amar et Zahia

Merci pour l'éducation et les valeurs que vous m'avez transmises. Merci pour tout l'amour que vous me Portez et toute la confiance que vous m'accordez. Que ce travail soit un hommage aux Enormes sacrifices que vous impose afin d'assurer mon bien être. Puisse Dieu vous préserver et vous procurer santé et bonheur.

À mon cher grand frère Mohand et mes adorables sœurs Kahina et Lina

Que Dieu vous protège et vous accorde la réussite.

À la mémoire de mon grand-père Jedi Ali

Puisse ton âme repose en paix.

A mon cher grand-père Jedi Akli

Qui je souhaite une bonne santé et longue vie.

A mes grandes mères Aldjia et Dahbia

Que Dieu tout puissant préserve vos sourires et vous assure une longue vie.

À ma chère binôme Dihia

Pour son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de cette période Du travail.

Merci à vous tous, d'être toujours là pour moi. Merci pour tout l'amour que vous m'apportez.

THANINA...♥



Liste des figures

Figure 1. Répartition actuelle de <i>P. oceanica</i> (zones vertes) le long du littoral de la Mer Méditerranée, sur la base des informations spatiales rassemblées disponibles sur la présence des herbiers. Carte créée avec le logiciel ArcGIS® par Esri (Environmental Systems Resource Institute, ArcMap 9.3, www.esri.com) à partir des données d’OpenStreetMap.org (© Contributeurs d’OpenStreetMap59). © (Telesca <i>et al.</i> , 2015).	7
Figure 2. Différentes parties de <i>P. oceanica</i> (Vangeluwe, 2007).	7
Figure 3. À gauche : feuilles de <i>P. oceanica</i> . À droite : schéma d’une coupe transversale d’une feuille de <i>P. oceanica</i> au microscope optique (x400) (Debeir <i>et al.</i> , 2019).	8
Figure 4. À gauche : rhizomes de <i>P. oceanica</i> . À droite : rhizomes verticaux (plagiotropes) et rhizomes horizontaux (orthotropes) de <i>P. oceanica</i> . (Extrait du site http://takocito.over-blog.com modifié).	9
Figure 5. À gauche : racines de <i>P. oceanica</i> . À droite : coupes transversales de racines de <i>P. oceanica</i> colonisées par des champignons symbiotiques, pointés par les têtes de flèches – © (Borovec & Vohník 2018).	9
Figure 6. Structure générale d’une matre de <i>P. oceanica</i> . Le matériel biologique est largement sous représenté (Votruba <i>et al.</i> , 2016).	10
Figure 7. Inflorescence de <i>P. oceanica</i> (Boudouresque <i>et al.</i> , 2024).	11
Figure 8. Fruit de posidonie (olive de mer) (Lafabrie, 2007).	11
Figure 9. Cycle de vie de <i>P. oceanica</i> (Cinelliet <i>et al.</i> , 1995).	12
Figure 10. Représentation schématique des trois stades de recrutement sexuel de <i>P. oceanica</i> , y compris la dispersion et la fixation – © (Guerrero-Meseguer <i>et al.</i> , 2018).	13
Figure 11. Représentation des étapes de la reproduction sexuée et végétative chez <i>P. oceanica</i> (Behance, 2017).	13
Figure 12. Schéma montrant les facteurs naturels et anthropiques qui influencent un paysage marin de <i>P. oceanica</i> . L’échelle de gauche indique la bathymétrie (Abadie <i>et al.</i> , 2018).	15
Figure 13. Services écologiques et économiques fournis par <i>P. oceanica</i> (Abadie, 2019).	16
Figure 14. Schéma représentant l’arbre phylogénétique avec cinq les règnes (Monera, Protista, Plantae, Fungi et Animalia). En bas à droite, le mode de nutrition : photosynthèse, absorption, ingestion. (Billard, 2021).	17
Figure 15. Différents organites constitutifs d’une cellule fongique (Malagnac & Silar, 2013).	18
Figure 16. Diverses formes de croissance de champignons (Webster & Weber, 2007). (a) Hyphe asepté. (b) Hyphe ramifié cloisonné. Les septas sont indiquées par des flèches. (c) Cellules de levure se divisant par fission binaire. (d) Cellules se divisant par bourgeonnement.	18
Figure 17. Principaux groupes des Eumycètes (sauf Microsporidies dont la position exacte reste incertaine) (Selosse, 2013).	19
Figure 18. Reproduction chez les champignons (Tikour, 2018).	22
Figure 19. Croissance des épiphytes sur les feuilles de <i>P. oceanica</i> (Hofrichter, 2001).	24
Figure 20. Section de feuilles de <i>P. oceanica</i> : hyphes dans les cellules épidermiques (colorées en rouge : a) et dans les cellules mésophylles (non colorées : b). Barre = 20 µm (Torta <i>et al.</i> , 2022).	25
Figure 21. Localisation de la plage de Cap Sigli par rapport à la commune de Béni Ksila (Google earth, 2025)	30

Figure 22. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson de la région de Béni Ksila (1991-2021).	32
Figure 23. Climaramme d'Emberger de la région de Béni Ksila (1991-2021).	33
Figure 24. Photographie de la plage de Cap Sigli à Béni Ksila.	33
Figure 25. Echantillonnage et transport des feuilles de posidonie.	34
Figure 26. Préparation du milieu P.D.A.	35
Figure 27. Découpage et centrifugation des feuilles de <i>P. oceanica</i>	36
Figure 28. Mise en culture des champignons épiphytes à partir du surnageant sur milieu P.D.A.	37
Figure 29. Méthodes de stérilisation superficielle pour l'isolement des champignons endophytes.	37
Figure 30. Mise en culture des champignons endophytes à partir de fragments de feuilles sur milieu P.D.A.	38
Figure 31. Abondances des genres fongiques épiphytes (%) isolés à partir des feuilles de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	47
Figure 32. Analyse en composantes principales du cortège fongique épiphyte des feuilles de <i>P. oceanica</i> de Béni Ksila.	51
Figure 33. Abondances des genres fongiques endophytes (%) isolés à partir des feuilles de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	52
Figure 34. Analyse en composantes principales du cortège fongique endophyte des feuilles de <i>P. oceanica</i> de Béni Ksila.	56
Figure 35. Analyse en composantes principales de comparaison entre les champignons épiphytes et endophytes de Béni Ksila.	58
Figure 36. ACP de comparaison 2024 vs 2025 entre le microbiome épiphyte et endophyte de la posidonie de la région de Béni Ksila.	60

Liste des tableaux

Tableau 1. Les cinq embranchements de champignons.	20
Tableau 2. Précipitations mensuelles et annuelles pour la région de Béni Ksila pendant la période allant de 1991 à 2021.	31
Tableau 3. Températures moyennes minimales, maximales et mensuelles de la région d'étude pour la période 1991-2021(Climat data, 2024).	31
Tableau 4. Classification des genres fongiques recensés dans la région de Béni Ksila.	42
Tableau 5. Abondances des genres fongiques épiphytes (%) recensés au niveau des feuilles de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	47
Tableau 6. Test ANOVA des abondances des champignons épiphytes de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	49
Tableau 7. Test de comparaison des moyennes du genre <i>Neoscytalidium</i>	49
Tableau 8. Récapitulatif des interactions entre les genres épiphytes des feuilles de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	50
Tableau 9. Abondances des genres fongiques endophytes (%) recensés des feuilles de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	52
Tableau 10. Test ANOVA des champignons endophytes de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	54
Tableau 11. Test de comparaison des moyennes du genre <i>Neoscytalidium</i>	54
Tableau 12. Récapitulatif des interactions entre les genres endophytes des feuilles de <i>P. oceanica</i> de la région de Béni Ksila.	55

Liste des abréviations

Aw : Activité d'eau

A (%) : Abondance des genres en pourcentage.

ACP : Analyse en composantes principales.

ARN : Acide ribonucléique.

ANOVA : Analyse de la variance

Endo : Utilisé pour étiqueter les échantillons endophytes dans l'analyse comparative

Epi : Utilisé pour étiqueter les échantillons épiphytes dans l'analyse comparative

M (°C) : les températures maximales en degrés Celsius.

m (°C) : les températures minimales en degrés Celsius.

mm : Millimètre.

Ng : Nombre de fois que le genre est recensé chez un sujet.

Nt : ensemble des répétitions ayant fructifiées.

p : Proba (p) – valeur de probabilité obtenue à partir de tests statistiques

PDA : Potato Dextrose Agar.

PH : Potentiel Hydrogène.

SNI : souche non identifiée.

Vs : contre.

α : seuil de signification.

Sommaire

Chapitre 1.....	4
La posidonie et son microbiome fongique.....	4
1.1 Généralités sur la posidonie	5
1.1.1 Introduction	5
1.1.2 Historique évolutif de <i>P. oceanica</i>	5
1.1.3 Systématique de <i>Posidonia oceanica</i>	6
1.1.4 Répartition géographique	6
1.1.5 Description morphologique générale de <i>Posidonia oceanica</i>	7
1.1.5.1 Feuilles	8
1.1.5.2 Rhizomes	8
1.1.5.3 Racines	9
1.1.5.4 Mattes	10
1.1.5.5 Fleurs	10
1.1.5.6 Fruits.....	11
1.1.6 Cycle de vie de <i>P. oceanica</i>	11
1.1.6.1 Reproduction sexuée	12
1.1.6.2 Reproduction asexuée	13
1.1.7 Écologie et sensibilité environnementale de <i>P. oceanica</i>	14
1.1.8 Intérêt écologique de <i>P. oceanica</i>	15
1.1.9 Protection des herbiers	16
1.2 Microbiote fongique	17
1.2.1 Introduction	17
1.2.2 Caractéristiques des champignons	17
1.2.3 Classification des champignons	19
1.2.4 Modes de vie	21
1.2.5 Reproduction des champignons	22
1.2.6 Diversité des champignons épiphytes et endophytes associés à <i>P. oceanica</i>	23
1.2.6.1 Champignons épiphytes	23
1.2.6.2 Champignons endophytes	25
1.2.6.3 Interactions entre communautés épiphytes et endophytes	26
1.2.7 Fungi en milieu marin	27
1.2.8 Microbiome fongique de <i>P. oceanica</i>	28
1.2.8.1 Communauté fongique épiphytique de <i>P. oceanica</i>	28

1.2.8.2	Champignons endophytes de <i>P. oceanica</i>	28
Chapitre 2		29
Matériel et méthodes		29
2.1	Description de la zone d'étude	30
2.2	Bioclimat de la région de Béni Ksila	30
2.2.1	Précipitations	30
2.2.2	Températures	31
2.2.3	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson	31
2.2.4	Climagramme d'Emberger	32
2.3	Echantillonnage sur terrain.....	33
2.4	Mise en culture des feuilles de posidonie prélevées.....	34
2.4.1	Préparation du milieu P.D.A.....	34
2.4.2	Isolement et mise en culture des microbiotes fongiques de <i>P. oceanica</i>	35
2.4.2.2	Isolement et mise en culture des champignons endophytes	37
2.5	Identification des colonies de champignons.....	38
2.6	Analyse statistique.....	40
Chapitre 3		42
Résultats et discussion		42
3.1	Abondance des genres fongiques épiphytes et endophytes à Béni Ksila	42
3.2	Description des genres fongiques les plus abondants	43
3.3	Analyses statistiques des genres fongiques épiphytes recensés dans la région de Béni Ksila	47
3.3.1	Abondance des genres fongiques épiphytiques des feuilles de Posidonie	47
3.3.2	Analyse de variance (ANOVA) des épiphytes fongiques de la région de Béni Ksila	48
3.3.3	Matrice de corrélation des épiphytes fongiques de la région de Béni Ksila	49
3.3.4	Analyse en composantes principales (ACP) des épiphytes de la région de Béni Ksila	50
3.4	Analyses statistiques des genres fongiques endophytes recensés dans la région de Béni Ksila	52
3.4.1	Abondance des genres fongiques endophytes des feuilles de posidonie.....	52
3.4.2	Analyse de variance (ANOVA) des endophytes fongiques de la région de Béni Ksila	53
3.4.3	Matrice de corrélation des endophytes fongiques de la région de Béni Ksila	54
3.4.4	Analyse en composantes principales des endophytes de la région de Béni Ksila	55

3.5	Analyse en composantes principales de comparaison entre les champignons épiphytes et endophytes.....	57
3.6	Analyse en composantes principales de comparaison entre les mycoépiphytes et endophytes de la région de Béni Ksila 2024 vs 2025.....	59
	Conclusion	42
	Références bibliographiques	66

Introduction

La mer Méditerranée, du latin *Medius Terrae* signifiant « au milieu des terres », constitue le plus grand bassin semi-fermé du globe. Elle s'étend sur 2,5 millions de km² entre l'Europe et l'Afrique, avec une profondeur moyenne de 1 500 m et des abysses atteignant plus de 5 000 m (Anonyme, 2000 ; Demeester & Mercier, 2022). Bien qu'elle ne représente que 0,8% de la surface totale des océans, elle abrite une biodiversité exceptionnelle, comptant plus de 17 000 espèces, soit environ 7,5% de la faune et 11% de la flore marines mondiales (Derneži *et al.*, 2010 ; Coll *et al.*, 2010 ; Rodríguez-Rodríguez & Abdul Malak, 2022). Cette diversité biologique s'exprime notamment à travers une grande variété d'écosystèmes littoraux, incluant les prairies sous-marines de *Posidonia oceanica*.

P. oceanica est une plante marine endémique de la Méditerranée, constituant un habitat essentiel pour de nombreuses espèces benthiques. Elle joue un rôle écologique majeur en stabilisant les fonds marins, en favorisant la sédimentation, en produisant de l'oxygène et en séquestrant le carbone (Vassallo *et al.*, 2013 ; UNEP/MAP, 2016). Ces herbiers prospèrent dans des eaux claires et bien éclairées, notamment le long des côtes méditerranéennes de l'Algérie, comme dans la région de Béni Ksila, wilaya de Béjaïa (Chefaoui *et al.*, 2017). Bien qu'elle puisse survivre dans des conditions défavorables, cette espèce dépend fortement de ses interactions symbiotiques avec divers microorganismes, dont les champignons (Jones, 2011).

Les champignons, ou Fungi, sont des eucaryotes hétérotrophes, dépourvus de chlorophylle et donc incapables de photosynthèse. Ils colonisent presque tous les écosystèmes terrestres et aquatiques et jouent un rôle clé dans de nombreux processus biologiques, comme la décomposition, les symbioses et la production de composés bioactifs (Kerfez & Brik, 2015 ; Hawksworth & Lücking, 2017). Leur diversité est immense, bien que largement sous-estimée, ce qui fait d'eux l'une des ressources biologiques les moins explorées de la planète (Webster & Weber, 2007 ; Blaalid & Khomich, 2021).

Parmi cette diversité, les champignons marins représentent un groupe encore peu étudié, bien qu'ils soient présents dans des habitats variés tels que les sédiments, les mangroves, les marais salés, les algues, les poissons, les éponges et les herbiers marins (Jones, 2011). On estime qu'il existerait plus de 10 000 espèces de champignons marins, mais à ce jour, seules environ 1 100 ont été décrites (Amend *et al.*, 2019). Certains genres comme *Fusarium*, *Aspergillus*, *Trichoderma* ou *Penicillium* sont d'ailleurs communs aux environnements marins et terrestres (Amend *et al.*, 2019).

Parmi les champignons marins, deux groupes particuliers suscitent l'intérêt scientifique : les champignons épiphytes, vivant à la surface des plantes et les endophytes, qui colonisent les tissus internes sans provoquer de symptômes pathologiques (Cordier, 2012 ; Nguyen *et al.*, 2021). Les endophytes, souvent issus du phylum des Ascomycota, interagissent de façon symbiotique ou commensale avec leur hôte, améliorant leur nutrition, leur tolérance au stress et leur défense contre les pathogènes (Woods *et al.*, 2017 ; Rana *et al.*, 2019). Ils sont aussi capables de synthétiser des métabolites secondaires bioactifs, parfois similaires à ceux produits par la plante elle-même (Muller *et al.*, 2016). Les champignons épiphytes, quant à eux, colonisent les parties externes des feuilles et contribuent aussi à ces interactions bénéfiques et participant à la décomposition de la matière organique et interagissant avec d'autres microorganismes, y compris les pathogènes (Muller *et al.*, 2016 ; Letáková *et al.*, 2016).

Dans ce contexte, l'étude de la diversité des champignons épiphytes et endophytes associés à *P. oceanica* revêt une importance particulière, notamment dans les régions méditerranéennes peu explorées comme celle de Béni Ksila (Béjaïa, Algérie). La présente étude s'inscrit dans cette dynamique, visant à enrichir les connaissances sur cette mycoflore marine encore largement méconnue, mais essentielle tant sur le plan écologique que biotechnologique (Strobel, 2002 ; Burgaud et al., 2011 ; Raghukumar, 2017).

Cette étude a pour objectif d'établir un inventaire de champignons épiphytes et endophytes présents sur les feuilles de *P. oceanica* récoltées dans la région de Béni Ksila. Elle s'inscrit dans la continuité des recherches menées dans les zones méditerranéennes d'Algérie, notamment par Benameur & Messaoui (2024) à Béni Ksila, et vise à enrichir les connaissances sur la diversité fongique de cette région. En analysant la diversité et l'écologie des champignons associés à *P. oceanica*, ce travail contribue à une meilleure compréhension des interactions écologiques au sein des écosystèmes marins méditerranéens et participe ainsi à la préservation de ces habitats essentiels.

Ce mémoire s'inscrit dans le cadre des travaux de recherche menés par le Laboratoire des Ressources Naturelles de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou. Il est organisé en trois chapitres principaux :

- le premier est consacré à la présentation de *P. oceanica* et de son microbiome fongique ;
- le deuxième décrit le matériel utilisé ainsi que les méthodes mises en œuvre pour l'étude ;
- le troisième expose les résultats obtenus, accompagnés de leur analyse et discussion.

L'ensemble est suivi d'une conclusion générale et de perspectives de recherche futures.

Chapitre 1.

La posidonie et son microbiome fongique

1.1 Généralités sur la posidonie

1.1.1 Introduction

Posidonia oceanica est une plante marine à fleurs et à fruits, strictement endémique de la mer Méditerranéenne (Boudouresque *et al.*, 2006). Bien qu'actuellement adaptée au milieu marin, elle est issue d'ancêtres terrestres et appartient à l'ordre des Alismatales, qui regroupe notamment les joncs, les sagittaires et les plantains d'eau. Son retour progressif au milieu marin aurait eu lieu il y a environ 100 millions d'années, au cours du Crétacé (Les *et al.*, 1997).

Cette plante se propage dans le sédiment grâce à des rhizomes, tiges souterraines rampantes portant des racines, un mode de croissance rappelant celui des fougères ou des trèfles (Boudouresque & Meinesz, 1982 ; Boudouresque & Jeudy de Grissac, 1983 ; Boudouresque *et al.*, 2012). Son développement repose sur une croissance continue à l'une des extrémités du rhizome, tandis que les parties les plus anciennes dégénèrent progressivement. Ce processus permet à certaines colonies clonales d'atteindre des âges exceptionnels, avec des estimations allant jusqu'à plusieurs millénaires. Pour cela, la croissance de *P. oceanica* est extrêmement lente, variant de 1 à 6 cm par an, ce qui en fait l'une des plantes à la croissance la plus réduite et à la plus grande longévité du règne végétal (Kendrick *et al.*, 2005 ; Gobert *et al.*, 2007 ; Arnaud-Haond *et al.*, 2012 ; Guerrero-Meseguer *et al.*, 2018).

1.1.2 Historique évolutif de *P. oceanica*

Il y a 120 à 100 millions d'années (Ma), au Crétacé, des Magnoliophytes (Plantae) continentales sont retournées dans le milieu marin. Plus loin dans le passé, il y a environ 475 Ma, à l'Ordovicien (Ere Primaire), leurs lointains ancêtres avaient quitté ce même milieu marin pour partir à la conquête des continents (Boudouresque & Meinesz, 1982 ; Wellman *et al.*, 2003). Par le nombre de leurs espèces dans la nature, actuellement, les Magnoliophytes marines représentent un ensemble de taille considérable : 13 genres et 60 espèces (Kuo & Den Hartog, 2001).

P. oceanica fut décrite de manière précise, pour la première fois en 1623, par G. Bauhin (Den Hartog, 1970) sous le nom de *Alga marina*. Ce n'est qu'en 1813 que Delile, dans la flore d'Égypte, lui a donné son nom actuel de *P. oceanica* (Linnaeus) Delile, 1813.

La posidonie vivant actuellement en Méditerranée, n'est connue à l'état fossile que depuis le Pléistocène à Ischia en Italie (Rittmann, 1930). On retrouve ces restes à l'Holocène, dans des vases sableuses à Giens (Blanc, 1958). A la base d'une intermatte déferlante de la baie de Calvi (Corse), les rhizomes d'une matte en place ont été datés 4590 ans A.J (Boudouresque *et al.*, 1980). A Port-la Nouvelle, à 1 km à l'intérieur des terres, on a également découvert une strate correspondant à un ancien herbier à *P. oceanica*, qui a été daté de 2100 ans A.J (Aloisi *et al.*, 1978).

En Méditerranée, on recense 5 espèces de Magnoliophytes marines. Outre *P. oceanica*, on y rencontre *Cymodocea nodosa*, *Nanozostera noltii*, *Zostera marina*, ainsi qu'une espèce de

mer Rouge rentrée en Méditerranée par le canal de Suez, *Halophila stipulacea* (Den Hartog, 1970 ; Por, 1978).

1.1.3 Systématique de *Posidonia oceanica*

La classification taxonomique de *P. oceanica* (L.) Delile retenue dans cette étude suit le système phylogénétique proposé par l'Angiosperm Phylogeny Group IV (*APG IV*), qui repose sur des analyses moléculaires récentes des relations évolutives entre les Angiospermes (Chase *et al.*, 2016). Les informations taxonomiques ont été vérifiées via la base de données World Flora Online (WFO, 2024)^a, qui intègre les nomenclatures les plus actualisées fondées sur ce système.

Règne : Plantae

Clade : Angiospermes

Ordre : Alismatales

Famille : Posidoniaceae

Genre : *Posidonia*

Espèce : *Posidonia oceanica* (L.) Delile, 1813

1.1.4 Répartition géographique

Présente dans l'ensemble du bassin méditerranéen, *P. oceanica* occupe une surface estimée entre 25 000 et 50 000 km², représentant environ 1 à 2% de la superficie totale de la Méditerranée (Telesca *et al.*, 2015). Sa distribution est légèrement plus importante dans le bassin oriental (58,3%) que dans le bassin occidental (41,7%). À l'ouest, son extension s'arrête avant le détroit de Gibraltar, aux environs de Calaburras (Espagne) au nord et Melilla au sud (Conde Poyales, 1989). À l'est, elle est absente des côtes d'Égypte, de Palestine et du Liban (Guidetti & Bussotti, 2016). Elle ne colonise ni la mer de Marmara ni la mer Noire et est rare dans l'extrême nord de l'Adriatique, ainsi que le long des côtes languedociennes, entre la Camargue et Port-la-Nouvelle (Romero *et al.*, 2007). Sa distribution est généralement limitée aux zones abritées, peu exposées aux fortes houles et aux courants intenses (Boudouresque *et al.*, 2009 ; Pergent-Martini *et al.*, 2014) (Figure 1).

En Algérie, les herbiers de *P. oceanica* sont bien développés et jouent un rôle écologique majeur en protégeant les côtes contre l'érosion et en fournissant un habitat essentiel à de nombreuses espèces marines. Ils sont présents le long des littoraux d'El Tarf, Annaba, Skikda, Jijel, Béjaïa, Tizi-Ouzou, Boumerdès, Alger, Tipaza, Chlef, Mostaganem, Oran, Aïn Témouchent et Tlemcen (UNEP/MAP, 2016).

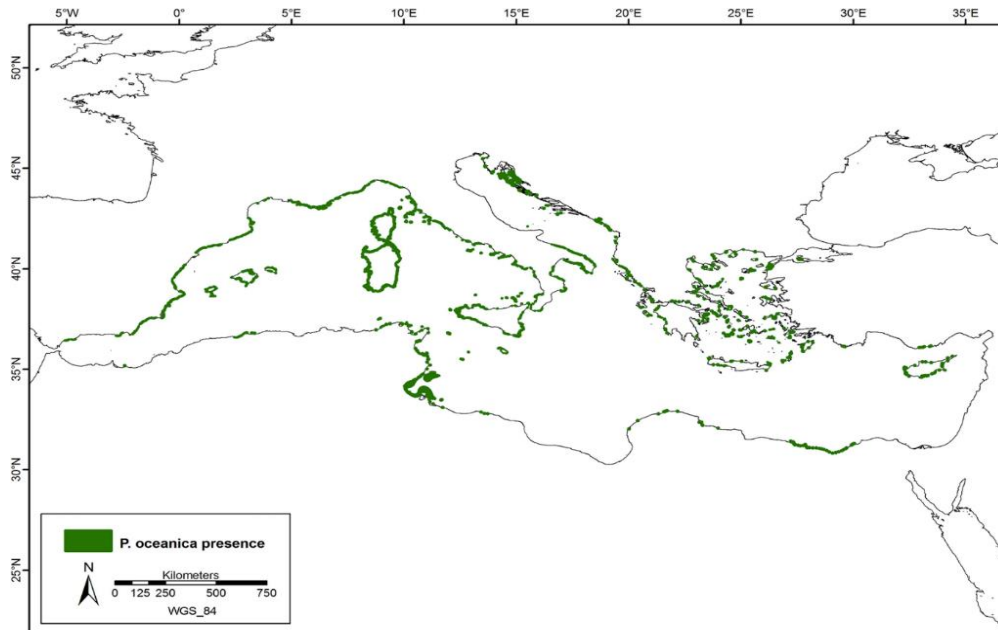


Figure 1. Répartition actuelle de *P. oceanica* (zones vertes) le long du littoral de la Mer Méditerranée, sur la base des informations spatiales rassemblées disponibles sur la présence des herbiers. Carte créée avec le logiciel ArcGIS® par Esri (Environmental Systems Resource Institute, ArcMap 9.3, www.esri.com) à partir des données d'OpenStreetMap.org (© Contributeurs d'OpenStreetMap59). © (Telesca *et al.*, 2015).

1.1.5 Description morphologique générale de *Posidonia oceanica*

P. oceanica se caractérise par de longues feuilles en forme de ruban, à la fois robustes et souples, ainsi que par des rhizomes épais et ligneux dotés de racines adventives. Ses feuilles poussent en faisceaux denses, tandis que ses rhizomes s'étendent pour former des tapis appelés "herbiers" ou "prairies", essentiels à la stabilisation des sédiments marins. Par ailleurs, cette plante produit des fleurs discrètes et des fruits flottants, connus sous le nom d'olives de mer, favorisant ainsi une large dispersion de l'espèce (Traganos & Poursanidis, 2022) (Figure 2).

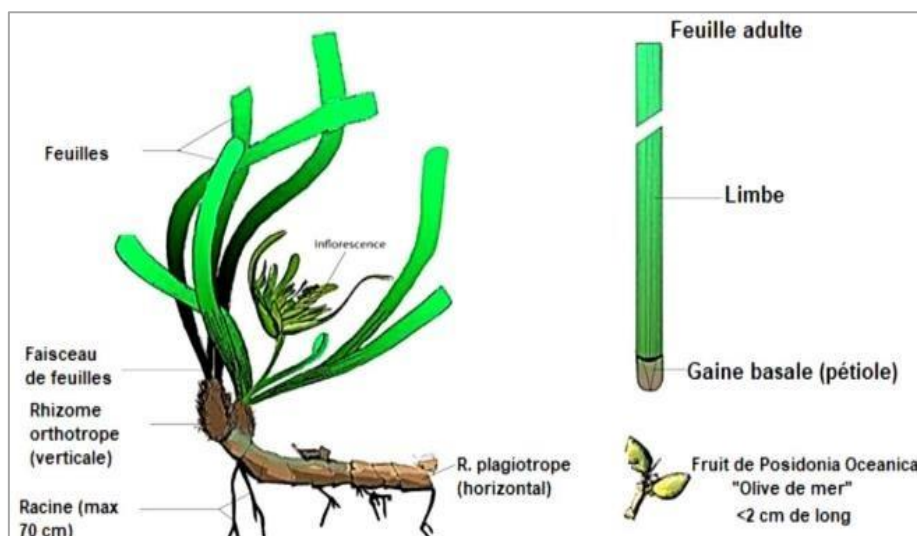


Figure 2. Différentes parties de *P. oceanica* (Vangeluwe, 2007).

1.1.5.1 Feuilles

Les feuilles de *P. oceanica* se développent en faisceaux denses, composés de 4 à 8 feuilles par faisceau. Leur longueur varie généralement de 20 à 80 cm, tandis que leur largeur est comprise entre 8 et 11 mm (Giraud, 1979). Elles possèdent une base engainante qui enveloppe partiellement les jeunes feuilles et présentent une texture rigide et coriace parfaitement adaptée au milieu marin (Figure 3). Leur croissance est apicale, c'est-à-dire qu'elle se produit à l'extrémité de la feuille. Chaque année, en automne, la plante perd ses feuilles, avant que de nouvelles ne se développent, avec une durée de vie moyenne de 3 à 5 mois (Bussotti *et al.*, 2022).

À leur mort, les feuilles ne se détachent pas complètement : seul le limbe tombe, tandis que la gaine basale, mesurant quelques centimètres, demeure fixée au rhizome (Parsons *et al.*, 2018). Cette structure résiduelle est appelée « écaille ». Peu décomposables, les écailles, tout comme les rhizomes, peuvent se conserver pendant des siècles, voire des millénaires. Leurs caractéristiques, telles que la longueur, l'épaisseur et l'anatomie, varient de manière cyclique au cours d'un cycle annuel. L'étude de ces cycles est connue sous le nom de lépidochronologie (Crouzet, 1981 ; Crouzet *et al.*, 1983 ; Pergent *et al.*, 1983 ; Pergent, 1990a).

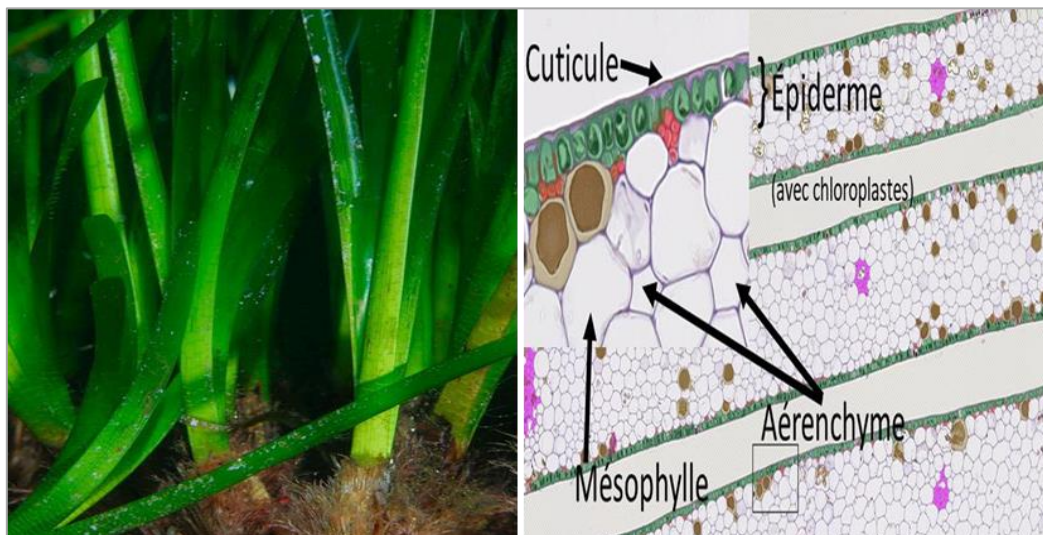


Figure 3. À gauche : feuilles de *P. oceanica*. À droite : schéma d'une coupe transversale d'une feuille de *P. oceanica* au microscope optique (x400) (Debeir *et al.*, 2019).

1.1.5.2 Rhizomes

Les rhizomes sont des tiges rampantes reliées aux racines et portant les feuilles (Figure 4). Leur croissance peut être horizontale ou verticale. Ceux qui s'étendent horizontalement sont appelés rhizomes plagiotropes, tandis que ceux qui se développent verticalement sont qualifiés d'orthotropes. Les rhizomes plagiotropes assurent l'ancrage de la posidonie aux racines et facilitent son expansion sur de vastes zones marines. En revanche, les rhizomes orthotropes optimisent l'absorption de l'énergie solaire et des nutriments essentiels. Il convient de noter que les rhizomes plagiotropes peuvent se transformer en rhizomes orthotropes, et inversement, en fonction de l'espace disponible (Boudouresque *et al.*, 2006).

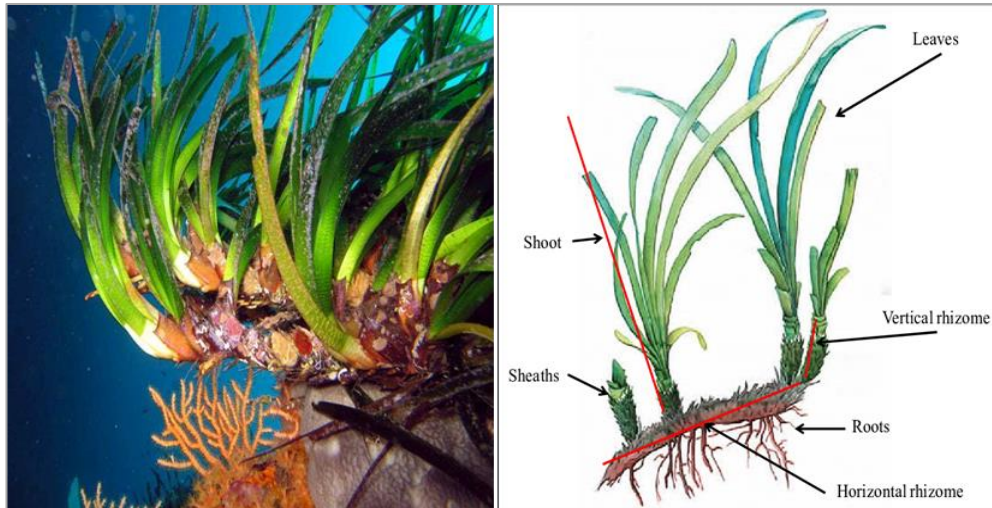


Figure 4. À gauche : rhizomes de *P. oceanica*. À droite : rhizomes verticaux (plagiotropes) et rhizomes horizontaux (orthotropes) de *P. oceanica*. (Extrait du site <http://takocito.over-blog.com> modifié).

1.1.5.3 Racines

Elles peuvent s'étendre jusqu'à 70 cm de long dans le sédiment. Leur rôle principal pour la posidonie est d'assurer un ancrage stable à son territoire. Cela lui permet de coloniser l'espace et de limiter l'implantation d'autres plantes marines et les algues dans ces zones (Ipek, 2020). De plus, une symbiose avec des champignons mycorhiziens peut se former au niveau racinaire, facilitant ainsi le flux et l'acquisition des nutriments essentiels pour la plante (Borovec & Vohník, 2018) (Figure 5).



Figure 5. À gauche : racines de *P. oceanica*. À droite : coupes transversales de racines de *P. oceanica* colonisées par des champignons symbiotiques, pointés par les têtes de flèches – © (Borovec & Vohník 2018).

1.1.5.4 Mattes

La matre est une structure composée de rhizomes, de gaines, de racines et de sédiments, qui comblent les espaces vides. Cette matre peut s'élever de plusieurs mètres au fil des siècles. Cependant, son épaisseur est extrêmement lent, progressant d'environ un mètre par siècle. Cela témoigne de la longévité exceptionnelle de la matre, qui joue un rôle clé dans l'expansion de la posidonie sur son territoire. En outre, elle contribue à la stabilisation des fonds marins, aidant ainsi à limiter l'érosion (Ipek, 2020) (Figure 6).

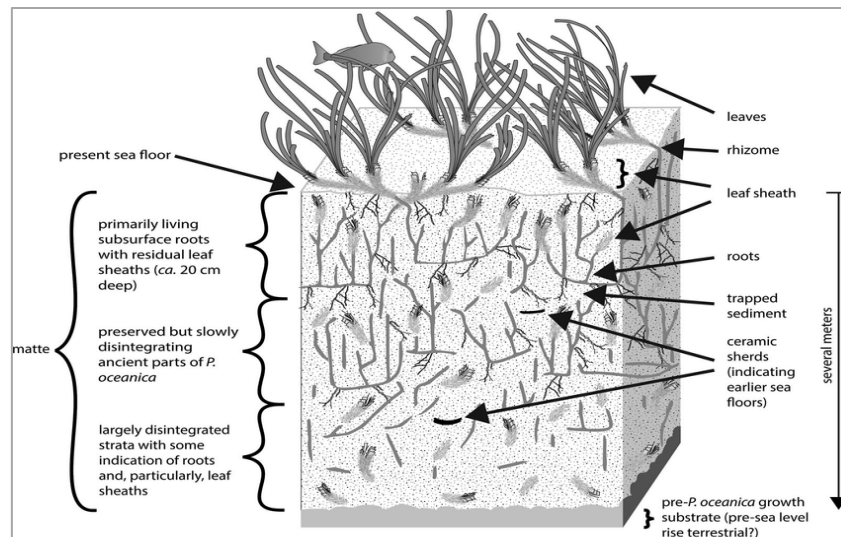


Figure 6. Structure générale d'une matre de *P. oceanica*. Le matériel biologique est largement sous représenté (Votruba *et al.*, 2016).

1.1.5.5 Fleurs

La floraison de *P. oceanica* a lieu en automne (septembre-novembre). Ses fleurs, hermaphrodites, possèdent à la fois des organes mâles et femelles. Elles sont regroupées par 4 à 10 en une inflorescence située à l'extrémité d'un pédoncule mesurant entre 10 et 30 cm de long. Toutefois, la floraison n'est pas un phénomène annuel, en particulier dans les eaux relativement froides du nord de la Méditerranée occidentale. Certaines années ont été marquées par une floraison exceptionnelle, à l'échelle de l'ensemble du bassin méditerranéen (Boudouresque *et al.*, 2024). Ce phénomène semble être favorisé par des températures estivales élevées et par l'atteinte d'une température de 20°C en octobre (Gobert *et al.*, 2022) (Figure 7).

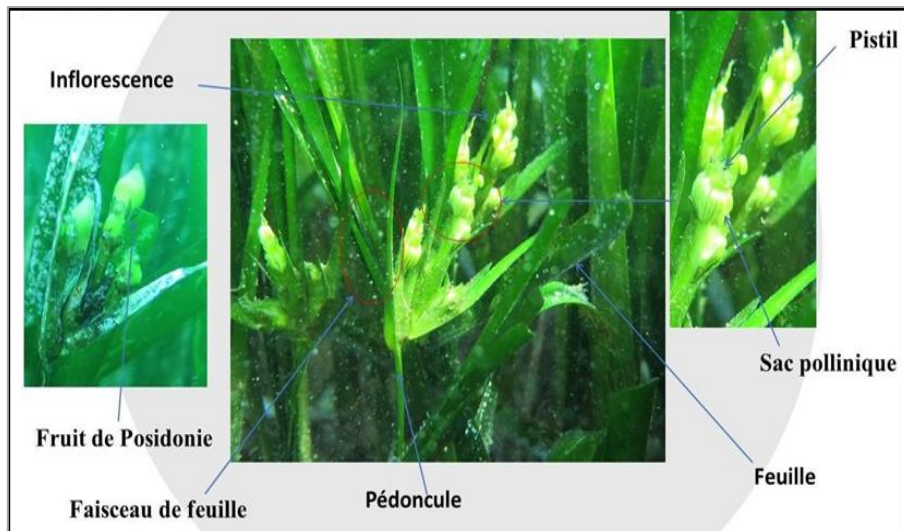


Figure 7. Inflorescence de *P. oceanica* (Boudouresque *et al.*, 2024).

1.1.5.6 Fruits

Les fruits de *P. oceanica* mettent entre 6 et 9 mois à atteindre leur maturité. Entre mai et juillet, ils se détachent et flottent quelque temps à la surface de l'eau avant d'être emportés par les courants, pouvant ainsi s'échouer en grand nombre sur les plages. De forme et de taille similaires à une olive, ils arborent des teintes allant du vert foncé au brun foncé, voire noir. Chaque fruit contient une seule graine (Boudouresque & Meinesz, 1982). La germination de ces graines a été enregistrée directement dans leur milieu naturel à plusieurs reprises (Piazzini *et al.*, 2022) (Figure 8).



Figure 8. Fruit de posidonie (olive de mer) (Lafabrie, 2007).

1.1.6 Cycle de vie de *P. oceanica*

Le cycle de vie de *P. oceanica* est annuel, la reproduction peut être asexuée ou plus rarement sexuée (Figure 9). En cas de conditions défavorables à la germination, les graines entrent en dormance (Khodja, 2013). Elle comporte trois phases de croissance : une phase de

latence d'octobre à janvier avec une croissance limitée, une phase d'activité intense de février à mai, où les feuilles croissent rapidement et se couvrent de petits organismes et une phase de ralentissement de juin à septembre, suivie par la chute des feuilles lors des tempêtes d'automne et d'hiver (Molinier et Zevaco, 1962).

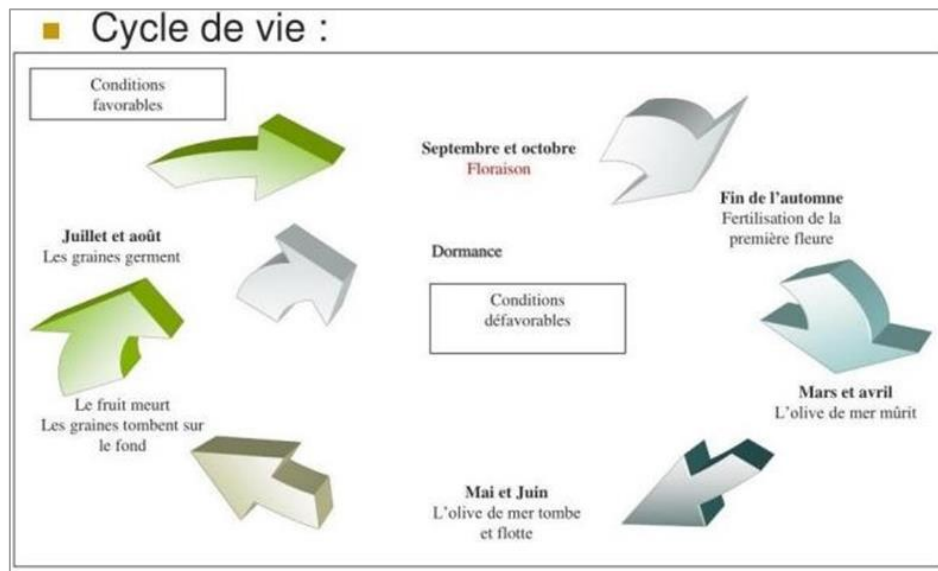


Figure 9. Cycle de vie de *P. oceanica* (Cinelliet *et al.*, 1995).

Les organes sexuels sont identiques à ceux des plantes terrestres. Nous avons les étamines pour les organes mâles et le pistil comme organe femelle. Le pollen visqueux dérive au gré des courants et les ovaires sont adaptés à la capture de ce pollen à l'aide de denticulations. La posidonie se reproduit aussi par voie asexuée (végétative) : c'est le bouturage naturel de ses fragments cassés et transportés lors des tempêtes, qui finissent par s'enraciner à nouveau (Meinesz & Lefevre, 1984 ; Buia & Mazzella, 1991 ; Boudouresque *et al.*, 1994).

1.1.6.1 Reproduction sexuée

La saison de reproduction de la posidonie commence en septembre-octobre dans les zones peu profondes et en novembre dans les zones profondes (Bermejo *et al.*, 2021). Après maturation, la plante libère son fruit. Gonzalez-Correa *et al.* (2022) ont décrit le développement des graines de posidonie en trois étapes, lors du recrutement sexuel : (1) la dispersion des fruits, (2) l'adhésion des graines et (3) l'ancrage des plantules. Ces étapes visent à maximiser la photosynthèse des plantules et à améliorer leur ancrage au substrat, favorisant ainsi la colonisation efficace des nouvelles zones (Figure 10).

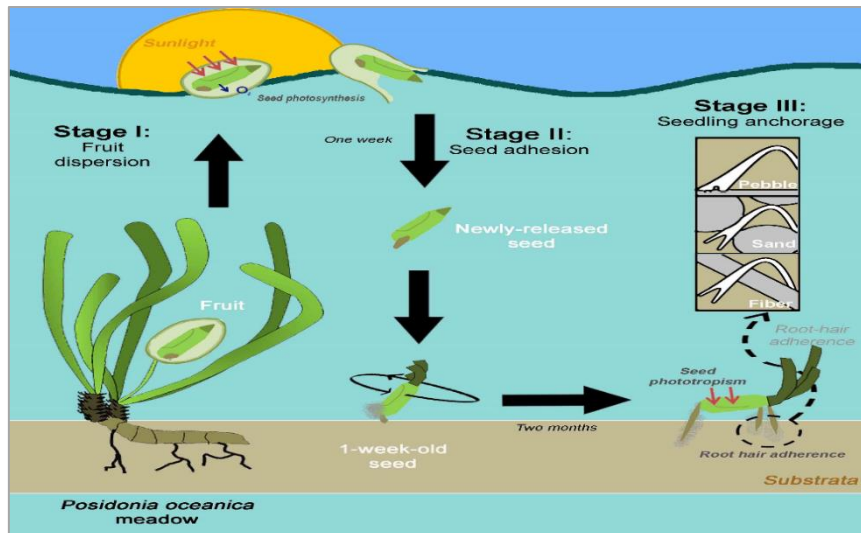


Figure 10. Représentation schématique des trois stades de recrutement sexuel de *P. oceanica*, y compris la dispersion et la fixation – © (Guerrero-Meseguer *et al.*, 2018).

1.1.6.2 Reproduction asexuée

La maturation des graines semble relativement rare et la reproduction de *P. oceanica* se fait essentiellement de façon asexuée, par multiplication végétative (Molinier & Picard, 1952). Elle consiste en une fragmentation naturelle des rhizomes de la plante, terminés par un faisceau vivant, à la suite de tempête ou de courant marins (Meinsz & Lefevre, 1984). Elle se fait par la multiplication et la croissance des rhizomes orthotropes et plagiotropes. Ce processus est particulièrement lent ; le rhizome orthotrope croît d'environ un centimètre au cours d'un an et le rhizome plagiotrope augmente de 3,5 à 7,5 cm par an (Cinelli *et al.*, 1995) (Figure. 11).

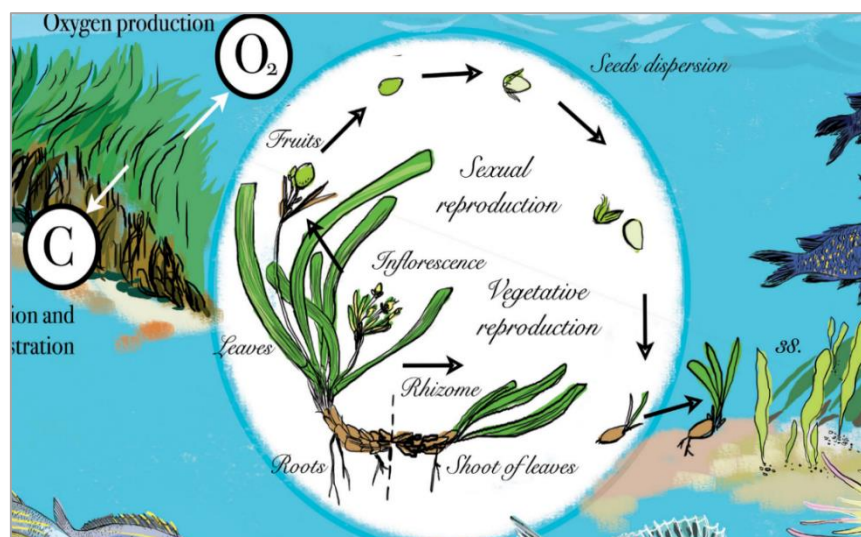


Figure 11. Représentation des étapes de la reproduction sexuée et végétative chez *P. oceanica* (Behance, 2017).

1.1.7 Écologie et sensibilité environnementale de *P. oceanica*

P. oceanica est une espèce clé de voûte des écosystèmes marins méditerranéens, formant des herbiers denses entre 0 et 40 m de profondeur selon la luminosité et la nature du substrat (Boudouresque *et al.*, 2012 ; Telesca *et al.*, 2015). Ces herbiers constituent des habitats prioritaires protégés par la directive 92/43/CEE de l'Union européenne (CEE, 1992), en raison de leur rôle écologique et de leur vulnérabilité.

Cette espèce est reconnue comme une sentinelle écologique influencée par des facteurs biotiques et abiotiques (Figure 12) et sa régression indique souvent une dégradation du milieu, notamment causée par la pollution, l'eutrophisation, le chalutage, ou l'ancrage des bateaux (Telesca *et al.*, 2015). La lumière est un facteur déterminant pour sa croissance, sa régénération et la structure de l'herbier : *P. oceanica* ne peut survivre en dessous de 10 à 16% de l'irradiance de surface (Alcoverro *et al.*, 2018 ; Ruiz & Romero, 2019) et sa limite de colonisation dépend de la transparence de l'eau, atteignant jusqu'à 30 à 40 m de profondeur (Boudouresque & Meinesz, 2015 ; Elkalay *et al.*, 2003, 2020).

La salinité influence fortement sa répartition. Son développement optimal se situe entre 36 et 39 psu, et elle ne peut survivre durablement en dessous de 33 psu (Ben Alaya, 1972 ; Fernandez-Torquemada & Sanchez-Lizaso, 2017 ; Boudouresque & Meinesz, 2019 ; Duarte, 2020). L'absence de cette espèce à l'embouchure des fleuves ou au centre de certaines plages pourrait résulter de résurgences d'eaux douces altérant la salinité locale (Leriche, 2004).

La température constitue un autre paramètre clé : *P. oceanica* prospère entre 17 et 24°C, tolérant des extrêmes allant de 9 à 29,2°C (Celebi *et al.*, 2016 ; Robert, 2018 ; Augier *et al.*, 2020). Toutefois, des températures supérieures à 28°C peuvent induire un stress physiologique, aggravé par les tendances actuelles au réchauffement marin (Salat et Pascual, 2002 ; Mayot *et al.*, 2005).

L'hydrodynamisme modéré favorise son maintien, mais un courant trop intense ou des tempêtes peuvent déraciner les faisceaux ou éroder la matre, réduisant ainsi la stabilité des herbiers (Boudouresque *et al.*, 2006). Cela explique pourquoi les herbiers évitent souvent les zones trop exposées, maintenant une distance de sécurité de 1 à 2 m sous la surface.

Par ailleurs, bien que la présence de mattes mortes soit parfois interprétée comme un indice de pression anthropique, elle peut aussi résulter de processus naturels d'érosion (Moreno *et al.*, 2001).

Enfin, les facteurs anthropiques influencent également la santé de *P. oceanica*. Elle subit l'impact croisé de stress locaux et globaux tels que l'urbanisation côtière, la pollution, l'introduction d'espèces exotiques envahissantes, les pratiques de pêche non durables, le tourisme mal géré et les effets du changement climatique (Coll *et al.*, 2012 ; Katsanevakis *et al.*, 2014 ; Martin *et al.*, 2014 ; Gaylord *et al.*, 2015 ; Randone *et al.*, 2017 ; Zunino *et al.*, 2017).

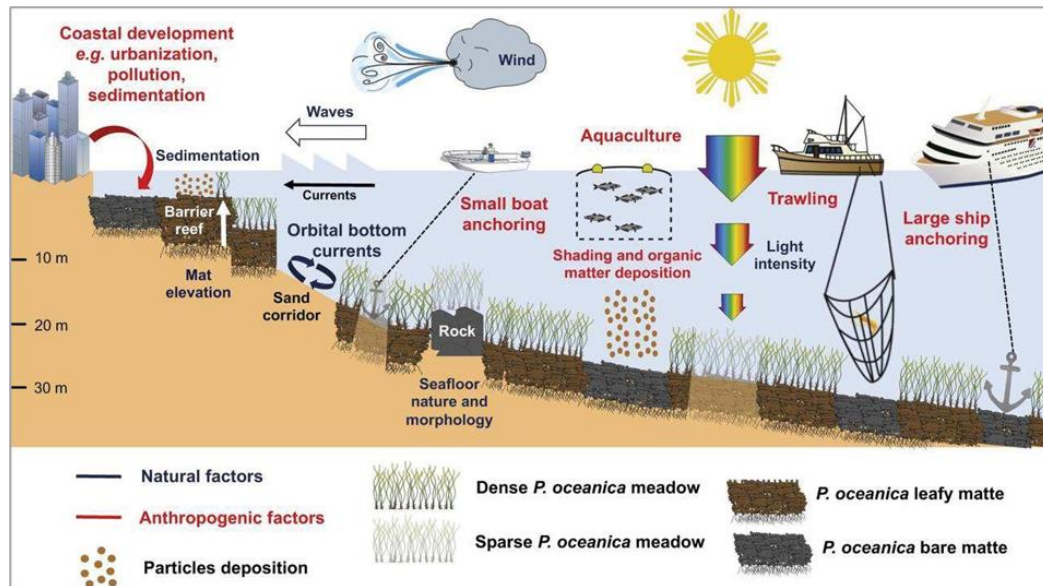


Figure 12. Schéma montrant les facteurs naturels et anthropiques qui influencent un paysage marin de *P. oceanica*. L'échelle de gauche indique la bathymétrie (Abadie *et al.*, 2018).

1.1.8 Intérêt écologique de *P. oceanica*

L'herbier de *P. oceanica*, véritable pilier écologique du littoral méditerranéen, joue un rôle multifonctionnel en assurant des services écosystémiques essentiels :

- L'herbier de *P. oceanica* est un écosystème clé du littoral méditerranéen, fournissant refuge, frayère et nourriture à de nombreuses espèces, y compris des espèces protégées (Boudouresque & Meinesz, 1982).
- Les feuilles et les racines de *P. oceanica* agissent comme des filtres naturels, piégeant les particules en suspension et les contaminants dans l'eau, ce qui contribue à améliorer la qualité de l'eau et à maintenir sa clarté (Santos *et al.*, 2020).
- L'herbier à posidonie constitue un puissant intégrateur de la qualité globale des eaux marines (Augier, 1985 ; Pergent, 1991 ; Pergent *et al.*, 1995 ; Pergent-Martini *et al.*, 2005).
- La posidonie produit un énorme équilibre grâce à une importante production d'oxygène, jusqu'à 14 l par jour et par m² d'herbier (Bay, 1978).
- Les herbiers marins jouent un rôle important dans le stockage du carbone, absorbant le dioxyde de carbone de l'atmosphère et le stockant dans leurs tissus et le sol marin (Macreadie *et al.*, 2019).
- Au niveau des fonds littoraux, les herbiers de *P. oceanica* contribuent à l'équilibre sédimentaire (au même titre que la végétation terrestre sur les dunes), ils constituent de véritables barrières végétales qui favorisent la décantation et la sédimentation des particules en suspension dans la colonne d'eau (Gacia & Duarte, 2001 ; Sdage, 2003 ; Romero, 2004).
- L'herbier à posidonie produit de la matière organique par photosynthèse, ce qui enrichit les écosystèmes côtiers en fournissant des nutriments essentiels à de nombreuses autres espèces marines (Lavery *et al.*, 2020) (Figure 13).

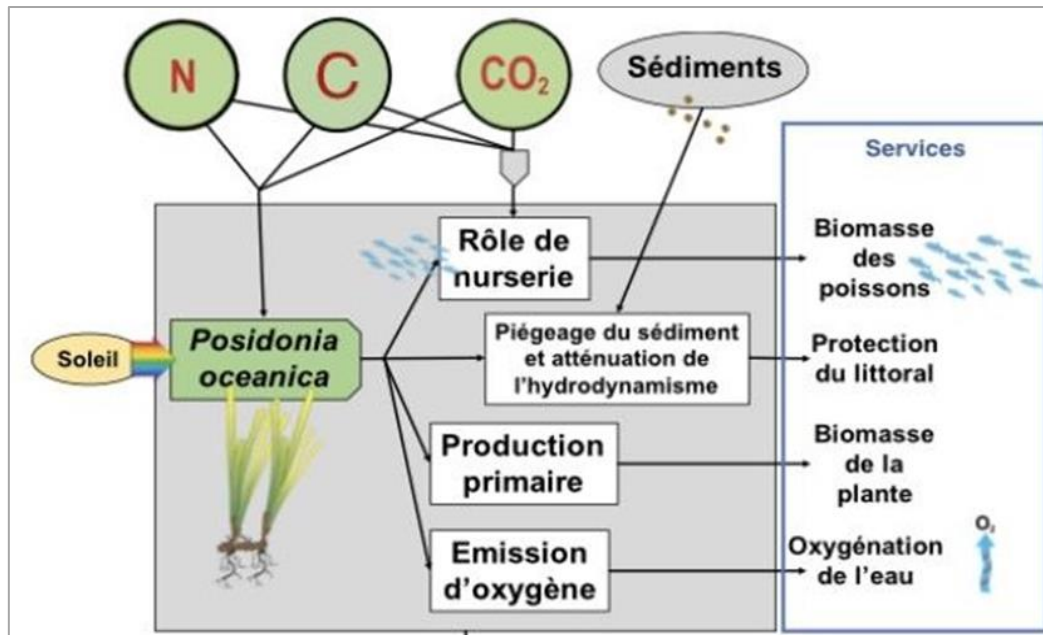


Figure 13. Services écologiques et économiques fournis par *P. oceanica* (Abadie, 2019).

1.1.9 Protection des herbiers

Une fois dégradés, les herbiers de Phanérogames marines, comme ceux de *P. oceanica*, montrent une faible capacité de régénération naturelle, ce qui a conduit au développement croissant de programmes de restauration à travers le monde (Fonseca & Cahalan, 1992 ; Hemminga & Duarte, 2000), en visant la réduction des pressions anthropiques, afin d'assurer la pérennité des herbiers et préserver leur rôle écologique fondamental. Une protection renforcée doit être mise en place, notamment par l'intégration systématique des herbiers dans les aires marines protégées, afin d'assurer leur conservation à long terme (Turner & Schwarz, 2006).

En parallèle, des recherches récentes mettent en lumière le rôle fondamental du microbiote associé, y compris le microbiote fongique, dans la résilience et la santé des herbiers (Corinaldesi *et al.*, 2023). Les champignons épiphytes et endophytes jouent un rôle crucial dans la protection contre les pathogènes, la dégradation de la matière organique, la régulation des interactions trophiques et la facilitation de l'absorption des nutriments. Ces interactions bénéfiques pourraient contribuer à maintenir la stabilité des écosystèmes marins, en particulier dans les contextes de stress environnemental croissant (Ugarelli *et al.*, 2017). La compréhension approfondie de ces symbioses fongiques ouvre ainsi de nouvelles perspectives pour la conservation et la restauration écologique des herbiers méditerranéens.

1.2 Microbiote fongique

1.2.1 Introduction

Les champignons (Règne : Fungi ou Mycota) forment un groupe important et diversifié d'organismes (Richardson & Warnock, 2012). Après les avoir considérés pendant très longtemps comme des végétaux, aujourd'hui ils forment un règne à part entière (Figure 14) (Castegnaro *et al.*, 2002 ; Naraijo-Ortiz & Gabaldon, 2019). À ce jour, environ 150 000 espèces de champignons ont été décrites, bien que le nombre total d'espèces existantes soit estimé à environ de 2,2 à 3,8 millions. Cela ferait des champignons l'une des ressources de biodiversité les moins explorées de notre planète (Webster & Weber, 2007 ; Hawksworth & Lücking, 2017 ; Blaaid & Khomich, 2021).

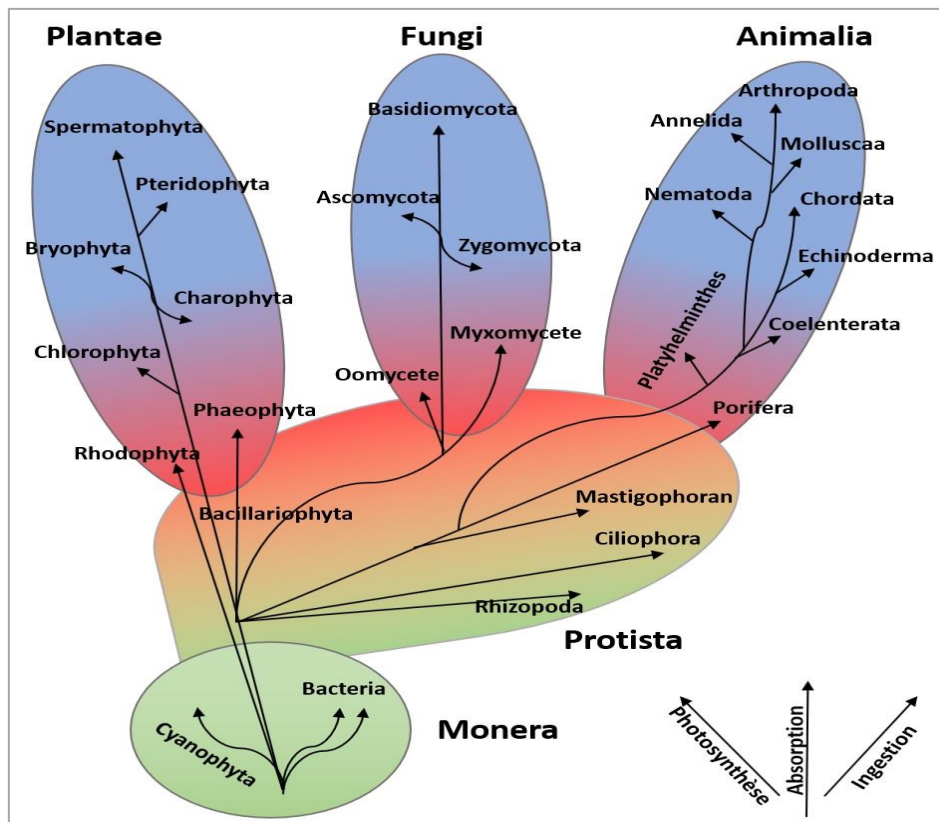


Figure 14. Schéma représentant l'arbre phylogénétique avec cinq les règnes (Monera, Protista, Plantae, Fungi et Animalia). En bas à droite, le mode de nutrition : photosynthèse, absorption, ingestion. (Billard, 2021).

1.2.2 Caractéristiques des champignons

Les champignons représentent un groupe diversifié d'organismes, caractérisés par une grande variabilité morphologique et physiologique :

- Les champignons sont des Eucaryotes (Chabasse *et al.*, 2002), possédant un noyau, divers organites tels qu'un appareil de golgi, un réticulum endoplasmique, des mitochondries, des vacuoles et une enveloppe extérieure chitineuse (Chollet, 2014) (Figure 15).

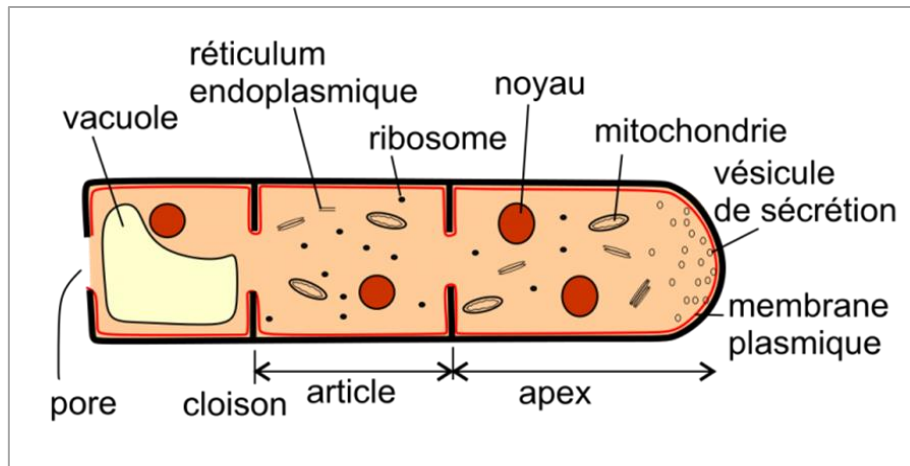


Figure 15. Différents organites constitutifs d'une cellule fongique (Malagnac & Silar, 2013).

- Ce sont des organismes hétérotrophes, non photosynthétiques, qui se nourrissent de matière organique provenant soit de la décomposition d'organismes morts, soit de tissus vivants, ou encore à travers des relations symbiotiques avec d'autres êtres vivants (Agrios, 2005 ; Richardson & Warnock, 2012 ; Horst, 2013).
- Ils sont ubiquistes et capables de coloniser divers substrats (Medjeber, 2019). Ils incluent des espèces macroscopiques (Macromycètes) et d'autres microscopiques (Micromycètes) (Chabasse *et al.*, 2002).
- D'un point de vue structural, on trouve une grande variété de champignons. Ils sont classés en deux grandes catégories : la forme levure unicellulaire et la forme mycélienne pluricellulaire constituée d'hyphes (Redecker, 2002 ; Després, 2012), possédant une structure filamenteuse et ramifiée, formée d'hyphes qui peuvent être cloisonnés (hyphes septés) ou non (hyphes siphonnés) (Chasseur & Nolard, 2003 ; Tortora, 2003) (Figure 16).

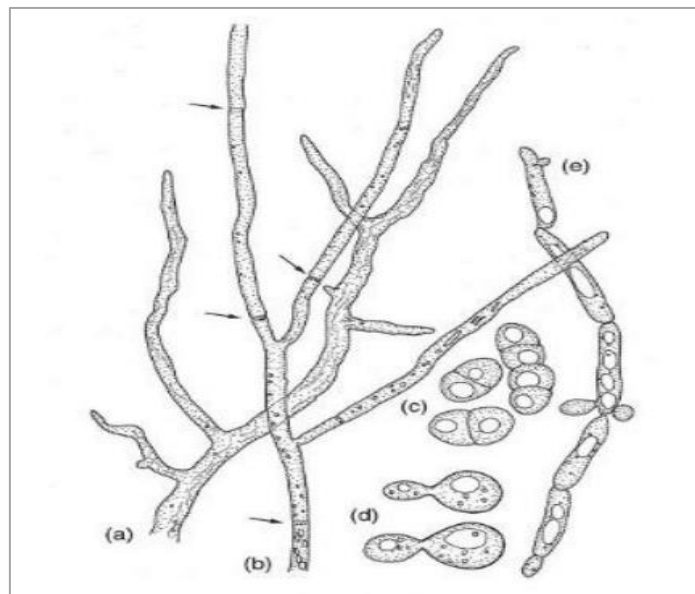


Figure 16. Diverses formes de croissance de champignons (Webster & Weber, 2007). (a) Hyphe aseptée. (b) Hyphe ramifié cloisonné. Les septas sont indiquées par des flèches. (c) Cellules de levure se divisant par fission binaire. (d) Cellules se divisant par bourgeonnement.

- La croissance et le développement des champignons sont fortement influencés par divers facteurs physicochimiques (Botton *et al.*, 1999), tels que :
 - la température : mésophiles (25-35°C), thermophiles (>50°C) et psychrophiles (-5 à 10°C) ;
 - le pH : la plupart des champignons vivent à des pH compris entre 4,5 et 8,0 ;
 - l'oxygène : la plupart des champignons sont aérobies, se développant soit en surface, là où l'oxygène est abondant, soit en profondeur, dans des milieux moins oxygénés mais encore compatibles avec leur métabolisme ;
 - la lumière : elle n'affecte pas la croissance des champignons, mais peut influencer leur sporulation ;
 - l'activité d'eau (AW) : les champignons croissent avec une faible activité d'eau, avec une limite de 0,85 Aw ;
 - l'humidité : elle influence la croissance des champignons, surtout la germination des spores, avec une résistance variable selon leur mycélium.

1.2.3 Classification des champignons

D'après Selosse (2013), la classification des champignons a connu d'importantes évolutions grâce aux avancées en biologie moléculaire, en particulier la phylogénie fondée sur l'ARN ribosomal. Contrairement aux approches traditionnelles reposant principalement sur la morphologie et le mode de vie, les approches moléculaires ont permis de redessiner les frontières entre les grands groupes fongiques. Ainsi, le règne des champignons (Fungi) comprend aujourd'hui des lignées telles que les Gloméromycètes, les Ascomycètes, les Zygomycètes, les Chytridiomycètes et les Basidiomycètes (Figure 17 et Tableau 1).

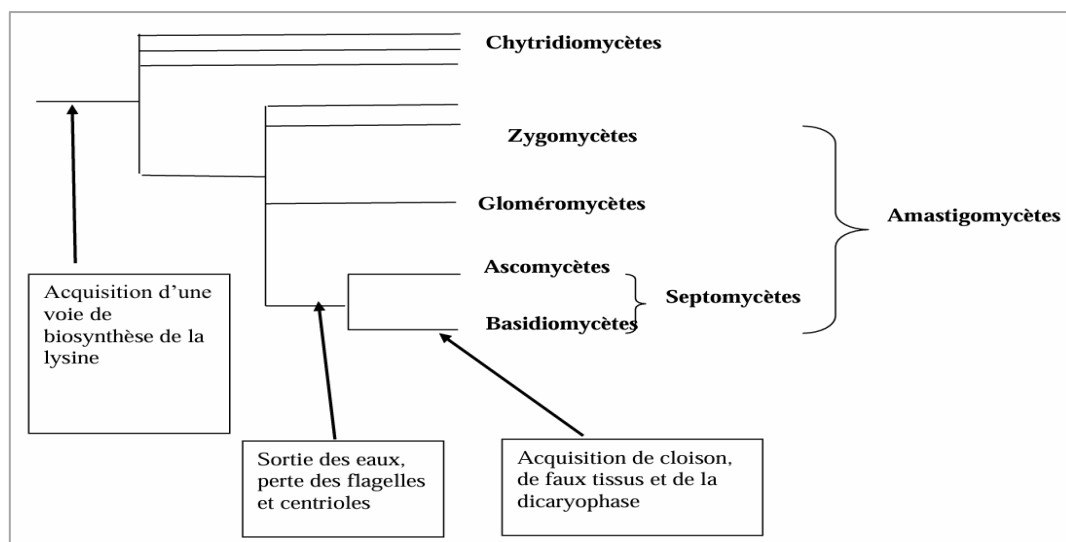

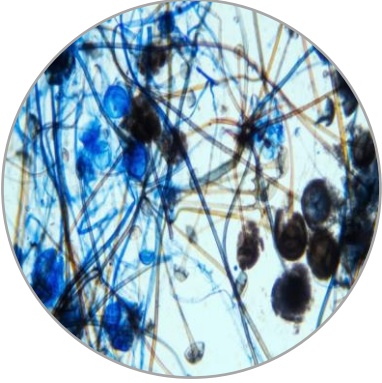
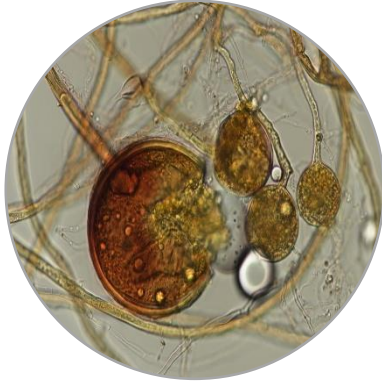

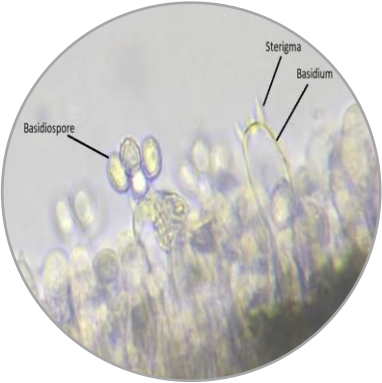


Figure 17. Principaux groupes des Eumycètes (sauf Microsporidies dont la position exacte reste incertaine) (Selosse, 2013).

Tableau 1. Les cinq embranchements de champignons.

Chytridiomycètes	
<p>Ce sont les champignons les plus basaux, souvent aquatiques, possédant des spores flagellées (zoospores). Ils présentent généralement des thalles non septés. Ils occupent une position ancestrale dans l'arbre évolutif des champignons (James <i>et al.</i>, 2006)</p>	<p>b</p> 
	<p>Observation microscopique de structures reproductrices de Chytridiomycètes (x400).</p>
Zygomycètes	
<p>Ce groupe (aujourd'hui considéré comme paraphylétique) comprend des champignons à hyphes coenocytiques (non septés). Ils se reproduisent sexuellement par zygospores (Spatafora <i>et al.</i>, 2016).</p>	<p>c</p> 
	<p>Observation microscopique de <i>Rhizopus sp.</i> (x400).</p>
Gloméromycètes	
<p>Champignons mycorhiziens obligatoires, formant des mycorhizes arbusculaires avec les plantes. Leurs hyphes sont non septés. Ils jouent un rôle essentiel dans l'évolution des plantes terrestres (Redecker & Raab, 2017).</p>	<p>d</p> 
	<p>Observation microscopique de <i>Rhizophagus irregularis</i> (x400).</p>

Ascomycètes	
<p>C'est le groupe fongique le plus vaste. Ils possèdent des hyphes septés et produisent des ascospores dans des asques. Ils regroupent de nombreuses espèces symbiotiques, saprotrophes ou pathogènes (Moore <i>et al.</i>, 2011).</p>	<p>e</p>  <p>Observation microscopique de <i>Talaromyces flavus</i> var (x 400).</p>
Basidiomycètes	
<p>Caractérisés par des hyphes septés avec des structures spéciales (boucles d'anastomose), ils produisent des basidiospores sur des basides. Ce groupe comprend les champignons supérieurs (chapeaux, rouilles, charbons) (Hibbett <i>et al.</i>, 2007).</p>	<p>f</p>  <p>Observation microscopique de <i>Agaricus</i> sp (x 400).</p>

1.2.4 Modes de vie

Les champignons trouvent la matière organique dans les végétaux et les animaux en décomposition (saprophytes), vivants (parasites), ou encore en association avec les autres 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 s'installent sur leur hôte et absorbent 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 (Crozet & Canard, 2016).

1.2.5 Reproduction des champignons

La reproduction des champignons est complexe, reflétant ainsi l'hétérogénéité de leur mode de vie. Elle peut être sexuée ou asexuée, bien que certains champignons alternent entre les deux types de reproduction (Decrouy, 2022) (Figure 23).

- Lorsqu'elle est asexuée (forme anamorphe), elle donne des spores asexuées formées par mitose ;
- Lorsqu'elle est sexuée (forme téléomorphe), elle donne des spores sexuées formées par méiose.

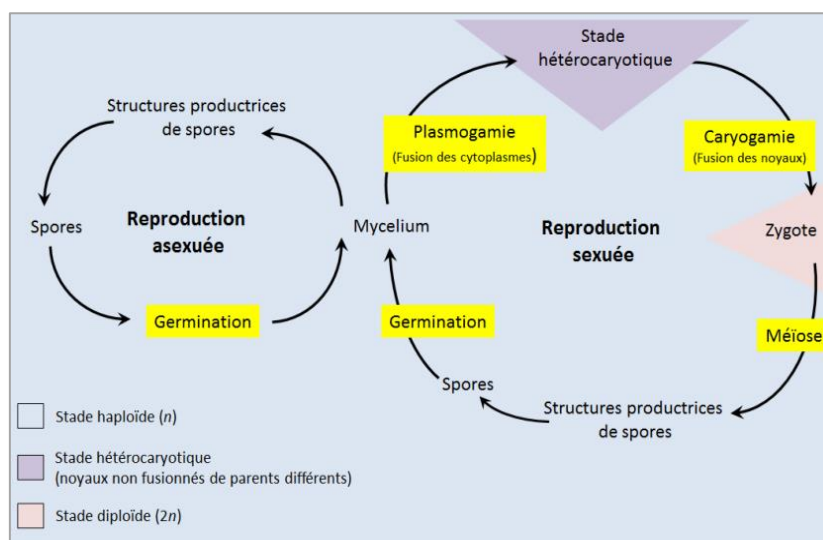


Figure 18. Reproduction chez les champignons (Tikour, 2018).

1.2.6 Diversité des champignons épiphytes et endophytes associés à *P. oceanica*

La diversité morphologique, fonctionnelle et reproductive des champignons reflète leur étonnante capacité à occuper des niches écologiques variées. Cette plasticité se manifeste dans une multitude de formes écologiques, souvent méconnues mais écologiquement importantes : les champignons épiphytes et endophytes. Ces derniers sont largement répandus dans les plantes terrestres et marines et peuvent adopter plusieurs modes de vie, à savoir la symbiose, la pathogénicité et le saprophytisme (Schulz & Boyle, 2005).

1.2.6.1 Champignons épiphytes

Le terme « épiphyte » désigne l'ensemble des organismes qui vivent à la surface d'une plante. Parmi eux, on distingue les organismes mobiles et des organismes fixes. Ce sont des organismes qui vivent sur d'autres organismes photosynthétiques et interagissent avec eux (Letáková *et al.*, 2016). Les épiphytes peuvent être des bactéries, des champignons ou bien même des algues microscopiques, glissant le long d'un macrophyte (Letáková *et al.*, 2018).

Les champignons épiphytes se distinguent par une grande diversité morphologique, allant de fructifications colorées et structurées à des formes plus discrètes se fondant dans leur environnement (Lücking *et al.*, 2017). Cette variabilité reflète également la complexité de leurs interactions avec d'autres organismes (Johnson *et al.*, 2015).

Cette diversité écologique des champignons se reflète notamment dans leur mode de vie épiphyte, fortement influencé par les conditions environnementales. Le développement des champignons épiphytes est principalement conditionné par des facteurs environnementaux, notamment la vitesse du vent, la température, l'humidité relative et l'ensoleillement, plutôt que par les spécificités de la plante hôte (Yin *et al.*, 2024).

La colonisation des feuilles par les épiphytes, y compris les champignons, est un processus dynamique influencé principalement par des facteurs abiotiques tels que l'humidité, la disponibilité des nutriments, la température et la présence d'inhibiteurs. Leur développement est favorisé par une forte humidité et des températures modérées, modifiant des caractéristiques propres à l'hôte végétal (Pardow *et al.*, 2012). Leur croissance est plus active pendant la période de forte humidité : à 70% elle est limitée à de petites colonies adjacentes aux nervures des feuilles. Cependant, à 90% d'humidité relative, la croissance des épiphytes est importante, les réseaux extensifs d'hyphes sont développés (Urquhart & Punja, 1997 ; Grbić *et al.*, 2015).

Dans les herbiers marins, ces épiphytes contribuent de manière significative à la production primaire globale de l'écosystème, constituant une part importante de la biomasse totale des feuilles (20 à 40%) (Figure 24) (Balata *et al.*, 2015 ; Holmer *et al.*, 2018 ; Nguyen *et al.*, 2020).

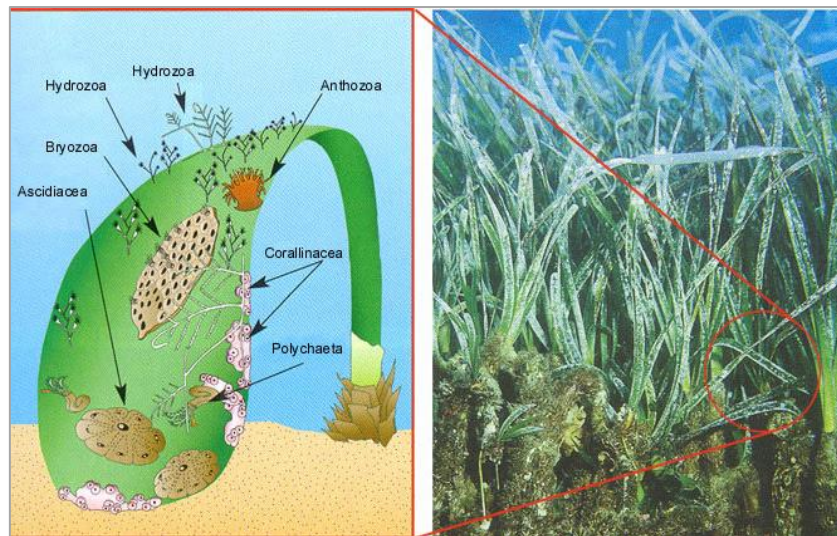


Figure 19. Croissance des épiphytes sur les feuilles de *P. oceanica* (Hofrichter, 2001).

Selon Pie *et al.* (2023), la diversité des microorganismes épiphytes joue un rôle essentiel dans la santé et la qualité des plantes, avec des effets à la fois bénéfiques et néfastes sur leurs hôtes (Pie *et al.*, 2023). D'un côté, les épiphytes bénéficient de la stabilité offerte par l'hôte, qui leur assure un accès optimal à la lumière et aux nutriments tout en réduisant le stress environnemental, notamment dans les milieux aquatiques (Letáková *et al.*, 2018). Par ailleurs, une couche épiphyte suffisamment épaisse peut protéger l'hôte en absorbant une grande partie du rayonnement UV. Cependant, certains champignons épiphytes, notamment les parasites obligatoires, peuvent nuire aux plantes en pénétrant leurs cellules pour en extraire les nutriments (Hongsanan *et al.*, 2015 ; Ariyawansa & Hongsanan, 2015). Toutefois, la majorité des champignons épiphytes ne causent pas de dommages significatifs à leur hôte (White, 2022).

Les champignons épiphytes de *P. oceanica* jouent un rôle essentiel dans la décomposition de la matière organique et la dynamique des nutriments au sein des herbiers marins. Leur présence influence la structure et la fonction des communautés microbiennes sur les feuilles de *P. oceanica*, en régulant les processus de dégradation des tissus végétaux et en participant aux mécanismes de défense contre des agents pathogènes (Poli *et al.*, 2020). Plus largement, les épiphytes contribuent au bon fonctionnement des écosystèmes, en modifiant les interactions biologiques au sein des herbiers (Körner, 2021).

En outre, ces champignons épiphytes facilitent le transfert d'énergie des herbiers vers les niveaux trophiques supérieurs, notamment en servant de source de nourriture indirecte pour la faune marine, puisque peu d'animaux consomment directement les tissus de *P. oceanica* (Vizzini *et al.*, 2002). Lorsqu'ils se développent de manière excessive, ils peuvent également jouer un rôle régulateur dans l'écosystème (Heck *et al.*, 2003). Bien que la plupart des champignons épiphytes exploitent les nutriments présents dans l'atmosphère ou exsudés par les feuilles, ils ne provoquent généralement pas de maladies visibles chez leur hôte. Au contraire, ils établissent souvent des relations mutualistes, apportant divers bénéfices aux plantes marines (Xu *et al.*, 2020).

1.2.6.2 Champignons endophytes

Le terme « endophyte » englobe tous les organismes, qui pendant une période variable de leur vie colonisent les tissus internes vivants de leurs hôtes (Lu *et al.*, 2018). Carroll (1988) a défini les endophytes comme "des champignons mutualistes qui colonisent les parties aériennes des tissus végétaux vivants, sans provoquer de symptômes de maladie". Ils se trouvent dans les tissus aériens des hépatiques, anthocérotes, mousses, lycophytes, équisétopsidés, fougères et plantes à graines, de l'Arctique aux tropiques et des champs agricoles aux forêts tropicales les plus diversifiées sur le plan biotique. Leur mode de vie cryptique, leur ubiquité et la richesse au sein des plantes individuelles, associées à l'émergence sont la preuve de leur importance écologique souvent méconnue (Arnold, 2007). Tout comme les épiphytes, les endophytes peuvent être des bactéries, des champignons, des protistes ou même des virus (Aleynova & Kiselev 2023).

Les champignons endophytes constituent un groupe polyphylétique très diversifié, principalement composé d'espèces appartenant au phylum des Ascomycota. Dans les écosystèmes naturels, toutes les plantes semblent entretenir des interactions avec des champignons endophytes. En effet, les champignons endophytes sont ubiquistes, car ils ont été détectés dans pratiquement toutes les espèces de plantes et une même espèce de champignon endophyte est capable de coloniser plusieurs hôtes différents (Rodriguez *et al.*, 2009) (Figure 25).

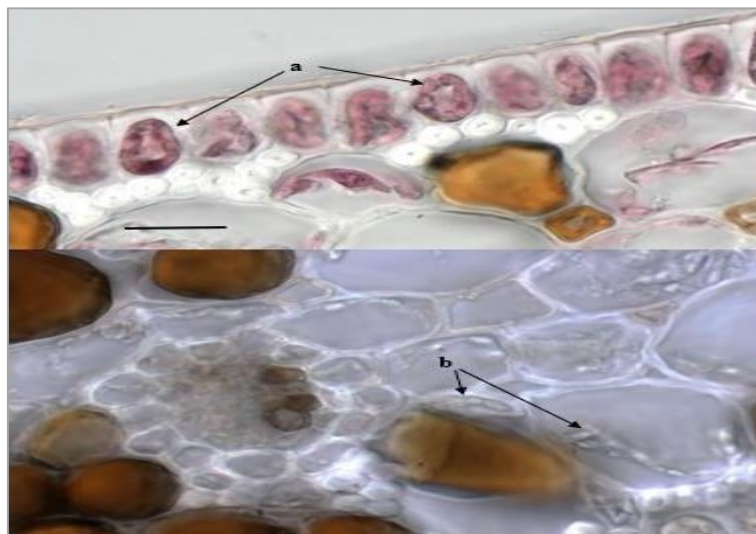


Figure 20. Section de feuilles de *P. oceanica* : hyphes dans les cellules épidermiques (colorées en rouge : a) et dans les cellules mésophylles (non colorées : b). Barre = 20 μm (Torta *et al.*, 2022).

Les champignons endophytes peuvent inclure également des représentants d'autres taxons comme les Deutéromycètes, Basidiomycètes et Zygomycètes (Saar *et al.*, 2001). Les estimations indiquent qu'il pourrait exister environ un million d'espèces de champignons endophytes, basées sur les ratios espèces fongiques-plantes (Sun *et al.*, 2012). Cependant, ce chiffre pourrait être beaucoup plus élevé, étant donné que seule une fraction des espèces fongiques (environ 5%) a été décrite jusqu'à présent (Chávez *et al.*, 2015). Ils ont été isolés à partir des grands arbres (Osés *et al.*, 2008), de palmier (Fröhlich *et al.*, 2000), de Graminées marines (Alva *et al.*, 2002) et même à partir des lichens (Li *et al.*, 2007), mais aussi, à partir de

plantes poussant dans les forêts, aussi bien tropicales, tempérées que boréales (Stone *et al.*, 2004). Plus de 90% des espèces de champignons endophytes ne sont pas décrites (Shipunov *et al.*, 2008).

L'âge de la plante hôte influe également sur la diversité des champignons endophytes. Les plantes âgées hébergent généralement plus d'endophytes dans leurs tissus que les plantes jeunes (Arnold, 2007).

Les champignons endophytes entretiennent diverses interactions avec leurs hôtes, allant du mutualisme à l'antagonisme, en passant par le commensalisme (Schulz & Boyle, 2005). Leur présence asymptomatique chez la plante résulte d'un antagonisme équilibré, où l'hôte active ses défenses immunitaires pour limiter leur développement, tandis que l'endophyte produit des métabolites secondaires lui permettant de résister aux mécanismes de défense de la plante (Yan *et al.*, 2018).

L'équilibre entre la virulence du champignon et les défenses de la plante permet une relation bénéfique pour les deux partenaires : le champignon puise ses nutriments de l'hôte tout en lui offrant une protection contre divers stress biotiques et abiotiques (Patil *et al.*, 2016). Cependant, un déséquilibre, induit par des facteurs environnementaux ou l'état nutritionnel des deux organismes, peut entraîner soit l'élimination de l'endophyte par l'hôte, soit l'apparition de symptômes pathologiques chez la plante (Sarasan *et al.*, 2017).

Les champignons endophytes jouent des rôles écologiques et économiques significatifs. Ils sont reconnus pour :

- le renforcement de la tolérance au stress : ils permettent aux plantes hôtes de mieux résister aux stress abiotiques, tels que la sécheresse, la salinité et les températures extrêmes, en optimisant la régulation hydrique et en renforçant leur adaptation aux conditions défavorables (Rodriguez *et al.*, 2009) ;
- la stimulation de la croissance végétale : certains champignons endophytes favorisent le développement des plantes, en optimisant l'absorption des nutriments et en produisant des phytohormones, comme les auxines et les cytokinines (Tan & Zou, 2001) ;
- la protection contre les pathogènes : ils synthétisent des composés bioactifs qui renforcent la protection des plantes contre les pathogènes et les herbivores, jouant ainsi un rôle d'agent de biocontrôle naturel (Arnold, 2007).

1.2.6.3 Interactions entre communautés épiphytes et endophytes

Les épiphytes et endophytes, bien qu'étroitement liés, présentent des différences fondamentales dans leur mode de vie et leur interaction avec la plante hôte. Les épiphytes se développent à la surface des plantes (Rodriguez *et al.*, 2009), où ils sont exposés à divers facteurs environnementaux tels que la température, l'humidité, le vent et le rayonnement solaire. En revanche, les endophytes colonisent l'intérieur des tissus végétaux, bénéficiant ainsi d'un environnement plus stable, mais devant faire face aux mécanismes de défense de la plante (Gomes *et al.*, 2018). Ces conditions distinctes influencent la composition de leurs communautés et leur capacité à interagir avec leur hôte (Dong *et al.*, 2020).

Malgré ces différences, il existe une relation dynamique entre les épiphytes et les endophytes, certains épiphytes étant capables de devenir endophytes grâce à divers mécanismes. Ils peuvent pénétrer dans la plante via des ouvertures naturelles comme les stomates, les blessures ou les racines, établissant ainsi une symbiose sans causer de dommages (Patil *et al.*, 2023). De plus, des adaptations génétiques peuvent favoriser leur transition vers un mode de vie endophyte stable (Ghasemnezhad *et al.*, 2021). Ces microorganismes produisent également des métabolites bioactifs bénéfiques pour la plante, tels que des agents antimicrobiens et des substances favorisant la croissance (Anand *et al.*, 2023). Toutefois, tous les épiphytes ne réussissent pas cette transition, car leur établissement en tant qu'endophytes dépend des conditions environnementales et des réactions de la plante hôte.

1.2.7 Fungi en milieu marin

Selon Matallah & Boutiba (2009), est considéré comme « marin », tout champignon isolé d'un prélèvement prévenant du milieu marin et capable de se développer et sporuler au laboratoire, dans les conditions proches de celle rencontrées dans l'environnement marin.

La revue la plus récente de champignons marins par Jones *et al.*, (2015) a répertorié 1 112 espèces connues de champignons marins, représentées par les Ascomycota (943 espèces), les Basidiomycota (96 espèces), les Chtridiomycota et embranchements apparentés (26 espèces), les Zygomycota (3 espèces) et les Blastocladiomycota (1 espèce). Les Ascomycota et les Basidiomycota marins sont connus par l'adaptation de leur spores (Gladfelter *et al.*, 2019).

La biogéographie de la microfonge marine dépend largement de plusieurs paramètres : la température, la salinité, la teneur en éléments nutritifs, la pression hydrostatique et la concentration d'oxygène (Kohlmeyer, 1983 ; Cuomo *et al.*, 1995 ; Hyde *et al.*, 1998).

L'importance des champignons marins dans les écosystèmes aquatiques est souvent sous-estimée, malgré leur rôle crucial dans la biodiversité et leur potentiel pour des applications diverses. Les champignons marins contribuent à la décomposition de la matière organique dans les environnements marins, recyclant ainsi les éléments nutritifs et soutenant la productivité des écosystèmes (Gessner *et al.*, 2010).

De plus, ces organismes sont une source importante de nourriture pour de nombreux organismes marins, y compris les invertébrés et les poissons, ce qui en fait des acteurs essentiels dans les réseaux trophiques marins (Hyde & Pointing, 2000).

La mer Méditerranée est un bassin semi-fermé considéré comme un hotspot de biodiversité, abritant un grand nombre d'espèces endémiques (Chefaoui *et al.*, 2017). C'est un milieu oligotrophique, pauvre en éléments nutritifs, dont la productivité primaire et la biomasse de phytoplancton sont faibles, des caractéristiques qui contribuent à la transparence de ses eaux et à la forte pénétration des rayons lumineux. Ce bassin ne représente que 1,6% de la superficie totale des continents, mais renferme 10% de la biodiversité mondiale, caractérisé par des niveaux d'endémisme exceptionnellement élevés, car il abrite 20 à 30% d'espèces endémiques, parmi celles-ci il y a l'herbier d posidonie : *Posidonie oceanica* (L.) Delile (UNEP/MAP, 2016), qui abrite un cortège fongique diversifié (Panno *et al.*, 2013 ; Poli *et al.*, 2022).

1.2.8 Microbiome fongique de *P. oceanica*

La posidonie est l'une des plantes les plus importantes de la Méditerranée. Elle est menacée par plusieurs facteurs de régression. Elle a été l'objet de quelques travaux qui ont mis en évidence la présence des champignons épiphytes et endophytes à l'extérieur et l'intérieur de l'appareil végétatif de cette dernière (Panno *et al.*, 2013 ; Poli *et al.*, 2020).

1.2.8.1 Communauté fongique épiphytique de *P. oceanica*

La posidonie renferme une grande quantité de champignons les recherches de Jones et son équipe (2020) ont démontré que la mycoflore associée à la posidonie est extrêmement riche, tant en termes de densité que de diversité d'espèces, surpassant celle présente sur les algues, les coraux, les éponges et d'autres herbes marines (Wang *et al.*, 2019 ; Zuccaro *et al.*, 2019).

L'étude menée par Smith *et al.* (2022) a identifié les trois genres fongiques les plus dominants chez la posidonie, à savoir *Penicillium*, *Cladosporium* et *Clonostachys*. D'autres genres comme *Alternaria*, *Arthrinium*, *Aspergillus*, *Beauveria*, *Leptosphaeria*, *Phialophora* et *Trichoderma* sont présents aussi.

Selon Panno *et al.* (2013), les genres tels que *Penicillium*, *Cladosporium*, *Acremonium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Arthrinium*, *Phialophora* et *Trichoderma* sont considérés comme des habitants communs des milieux marins, car ceux-ci sont adaptés aux conditions chimiques et physiques particulières. Ils effectuent d'importantes fonctions écologiques, principalement dans la décomposition des matières organiques et dans le recyclage des éléments.

En Algérie, l'étude menée par Bouguessir (2022) sur les épiphytes fongiques des feuilles de posidonie dans la région de Tizirt (wilaya de Tizi Ouzou) a permis d'identifier huit genres fongiques : *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Phialophora*, *Rhizopus* et *Trichoderma*, ainsi qu'une souche non identifiée (SNI). Parmi eux, *Penicillium* s'est révélé être le plus abondant, suivi de *Cladosporium*, tandis que les autres étaient présents dans des proportions moindres.

Par ailleurs, l'étude de Khalef (2023) portant sur les feuilles de posidonie dans la région de Tipaza a mis en évidence onze genres fongiques épiphytes : *Acremonium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Botryotrichum*, *Candida*, *Cladosporium*, *Gymnoascus*, *Neoscytalidium*, *Penicillium* et *Torula*.

L'étude de Khemici (2024) a mis en évidence huit genres distincts d'épiphytes fongiques dans la région de Ain Tagourait (wilaya de Tipaza), à savoir : *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Rhodotorula*, *Stachybotrys* et *Trichocladium*.

L'étude de Benameur & Messaoui (2024) à Béni Ksila a permis d'identifier trois genres fongiques épiphytes : *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Penicillium*.

1.2.8.2 Champignons endophytes de *P. oceanica*

Dans ces études, la composition qualitative et quantitative de la mycoflore associée à *P. oceanica* montre que la mycoflore est très riche, tant en charge qu'en nombre d'espèces. Les résultats de Poli *et al.*, (2020) ont montré que les Phanérogames marins, de même que leurs

homologues terrestres, inscrivent des microbiomes distincts dans différentes régions (phylloplan, rhizoplan, etc...)

Cette distribution sélective semble augmenter la résistance des plantes aux pathogènes et aux prédateurs, en produisant des chimio-attractants et des composés antimicrobiens. Selon Panno *et al.* (2013), les genres tels que *Penicillium*, *Cladosporium*, *Acremonium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Arthrinium*, *Phialophora* et *Trichoderma* sont considérés comme des habitants communs des milieux marins, car ceux-ci sont adaptés aux conditions chimiques et physiques particulières. Ils effectuent d'importantes fonctions écologiques, principalement dans la décomposition des matières organiques et dans le recyclage des éléments (Panno *et al.*, 2013).

En Algérie, le travail de Taourirt (2022) à Tizirt a permis la détermination de douze genres associés aux feuilles de *Posidonia oceanica*, à savoir : *Alternaria*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Meria*, *Neoscytalidium*, *Nigrospora*, *Penicillium*, *Rhizoctonia*, *Trichoderma*, *Trichophyton*, ainsi que deux genres non identifiés (SNI).

L'étude de Benameur & Messaoui (2024) à Béni Ksila, a permis d'identifier quatre genres fongiques endophytes : *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Penicillium*.

Chapitre 2.

Matériel et méthodes

2.1 Description de la zone d'étude

Béni Ksila est une zone côtière située à l'ouest de la ville de Béjaïa. Elle constitue un pôle touristique et économique important dans cette région. Elle est distante de 50 km du chef-lieu de la wilaya de Béjaïa. Elle est située à 200 km à l'est d'Alger et à 130 km à l'ouest de Jijel.

Cette commune est limitée au nord par la mer Méditerranée, offrant une façade maritime propice au tourisme et à la pêche, à l'est par la commune de Toudja, à l'ouest par la commune d'Aït Chafâa, situées dans la wilaya de Tizi Ouzou, au sud par les communes de Adekar et Taourirt Ighil.

Béni Ksila s'étend sur une superficie de 184,16 km² et dispose d'un littoral attractif, favorisant le développement des activités balnéaires et maritimes. La plage se trouve en zone urbaine et est aisément accessible par la route nationale N°24. Les échantillons de posidonie ont été prélevés dans les eaux de cette région, à la plage de Cap Sigli (Figure 21).



Figure 21. Localisation de la plage de Cap Sigli par rapport à la commune de Béni Ksila (Google earth, 2025) ^g.

2.2 Bioclimat de la région de Béni Ksila

2.2.1 Précipitations

Les précipitations (mm) de la région de Béni Ksila de 1991 à 2021 sont regroupées dans le tableau 2.

Tableau 2. Précipitations mensuelles et annuelles pour la région de Béni Ksila pendant la période allant de 1991 à 2021^h.

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jun.	Jlt.	Aou.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.	T
Précipitations (mm)	136	103	85	65	46	10	2	8	41	75	127	139	837

Selon les données présentées dans le tableau 2, le mois de décembre est celui qui a enregistré les précipitations les plus abondantes, avec un cumul moyen de 139 mm entre 1991 et 2021. En revanche, le mois de juillet se distingue par un minimum de précipitations, ne dépassant pas en moyenne 2 mm au cours de la même période.

2.2.2 Températures

Les valeurs des températures mensuelles enregistrées dans la zone d'étude entre 1991 et 2021 sont présentées dans le tableau 2.

Tableau 3. Températures moyennes minimales, maximales et mensuelles de la région d'étude pour la période 1991-2021(Climat data, 2024)^l.

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jun.	Jlt.	Aou.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
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 : températures minimales en degrés Celsius.

M : températures maximales en degrés Celsius.

Le tableau 3 montre que la température moyenne maximale dans la région d'étude est notée pendant le mois d'août (28.1°C) et la température minimale pendant le mois de février (8.3°C) sur la période allant de 1991 à 2021.

2.2.3 Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953) consiste à déterminer la durée et l'intensité de la saison sèche. Selon ces deux auteurs, la saison sèche est définie comme étant une période où les précipitations moyennes mensuelles sont inférieures ou égales au double des températures moyennes mensuelles ($P=2T$). Un mois est humide quand le total des précipitations est supérieur au double de la température du même mois ($P>2T$).

D'après le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson (Figure 22), la région de Béni Ksila se caractérise par une saison sèche d'une durée de quatre mois et demi, s'étendant de la mi-mai jusqu'à la fin du mois de septembre.

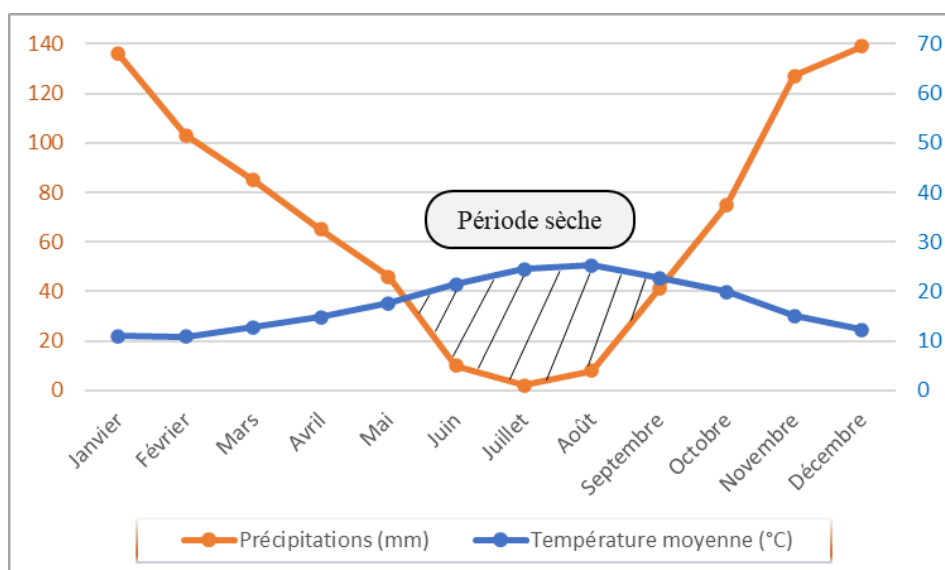


Figure 22. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson de la région de Béni Ksila (1991-2021).

2.2.4 Climagramme d'Emberger

L'identification de l'étage bioclimatique de la région de Béni Ksila repose sur l'utilisation du climagramme d'Emberger (1955). Cette analyse s'appuie sur le calcul du quotient pluviothermique (Q_2), obtenu à l'aide de la formule suivante :

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

- P : précipitations annuelles en mm ;
- M : moyenne des maxima du mois le plus chaud (°K) ;
- m : moyenne des minima du mois le plus froid (°K).

Avec $1^\circ\text{K} = T^\circ\text{C} + 273$.

Le quotient pluviothermique varie en fonction des températures, influençant ainsi sa signification écologique. La valeur de m revêt une importance particulière, car elle reflète l'intensité et la durée des gelées critiques : plus m est faible, plus les gelées sont rigoureuses. Pour une analyse complète, il est donc essentiel de considérer conjointement Q_2 et m, dont les valeurs sont présentées ci-dessous.

Station	P (mm)	M (°K)	m (°K)	(M ² -m ²)	2000P	Q ₂	Etage bioclimatique et variante
Béni Ksila	837	301.1	281.3	11531.52	1674000	145.17	Humide à hiver chaud

L'analyse du quotient pluviothermique Q_2 sur une période de 30 ans (1991-2021) révèle que la région de Béni Ksila appartient à l'étage bioclimatique humide, caractérisé par des hivers chauds (Figure 23).

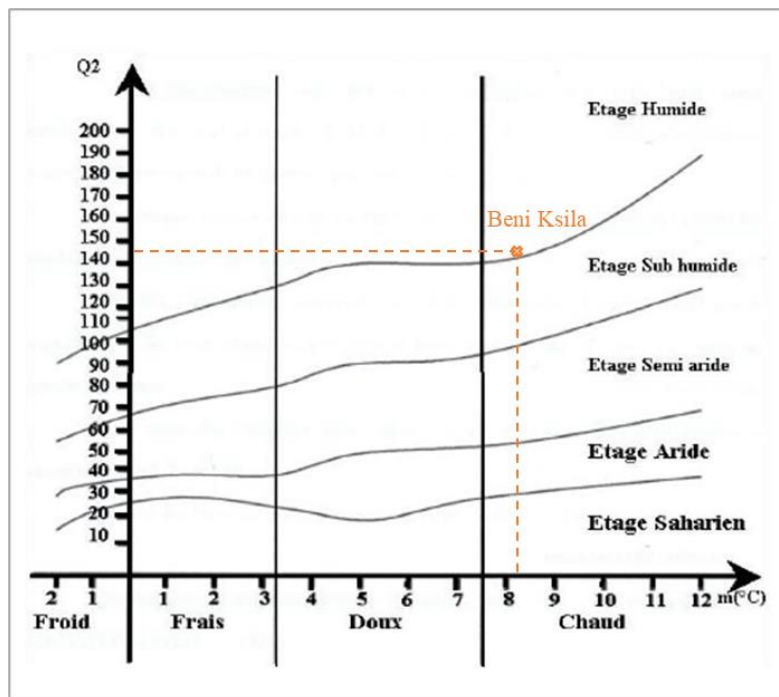


Figure 23. Climaramme d'Emberger de la région de Béni Ksila (1991-2021).

2.3 Echantillonnage sur terrain

L'échantillonnage de *P. oceanica* a été réalisé le 18 février 2025, à Béni Ksila (plage Cap Sigli) (Figure 24).

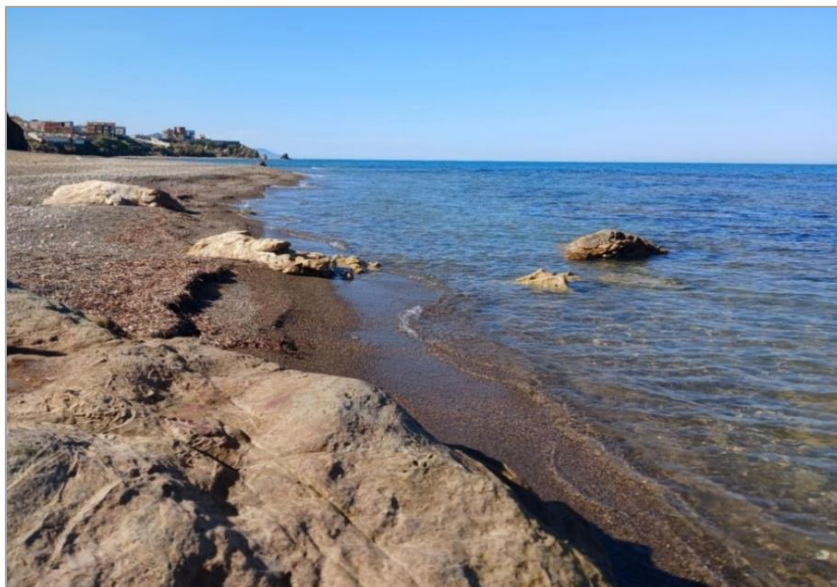


Figure 24. Photographie de la plage de Cap Sigli à Béni Ksila.

Le site de Béni Ksila (plage Cap Sigli) a été choisi pour sa qualité environnementale : il est relativement épargné par les perturbations anthropiques, ce qui garantit un état naturel des herbiers de *P. oceanica* ainsi que de leur cortège microbien associé, ce qui rend les communautés microbiennes dans des conditions proches de leur équilibre écologique.

Afin d'éviter tout biais de sélection, les pieds de *P. oceanica* ont été échantillonnés de manière aléatoire, avec un espacement d'environ 10 m entre chaque prélèvement. Ce choix vise à réduire la redondance des données, tout en maximisant la variabilité microbienne locale. Toutefois, il est reconnu que *P. oceanica* présente une faible diversité génétique et une reproduction clonale étendue (Voir chapitre 01), ce qui pourrait limiter la variabilité entre les prélèvements proches.

La profondeur d'échantillonnage est entre 2 et 4 m. Les feuilles prélevées ont été immédiatement placées dans des flacons en verre stérilisés à l'étuve, numérotés de 1 à 10, immergés dans l'eau de mer environnante afin de préserver leur fraîcheur (Figure 25). Ces échantillons ont ensuite été transportés dans une glacière au laboratoire des 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 effectuée dans un délai de 24 heures suivant le prélèvement. En attendant la mise en culture, les flacons contenant les échantillons ont été placés au réfrigérateur à 4°C.



Figure 25. Échantillonnage et transport des feuilles de posidonie.

2.4 Mise en culture des feuilles de posidonie prélevées

2.4.1 Préparation du milieu P.D.A

Pour isoler et cultiver les champignons épiphytes et endophytes présents dans la plante de *P. oceanica*, nous avons préparé un milieu de culture adapté. Nous avons choisi d'utiliser le milieu semi-synthétique Potato Dextrose Agar (PDA) (Figure 26).

Un litre de milieu a été préparé (PDA standard). La composition de base du milieu est la suivante :

- 200 g de pommes de terre lavées et pelées ;
- 20 g de glucose ;
- 20 g d'agar-agar ;
- 1000 ml d'eau distillée stérile.

Les étapes de la préparation du milieu sont détaillées ci-après.

- Laver, peler et couper 200 g de pommes de terre en petits morceaux.
- Faire bouillir les morceaux de pomme de terre dans de l'eau distillée pendant 30 minutes.
- Filtrer le bouillon à l'aide d'un coton à fromage.
- Transférer l'extrait filtré dans un erlenmeyer d'une capacité d'un litre, ajouter 20 g de glucose et 20 g d'agar-agar, puis compléter le volume avec de l'eau distillée stérile jusqu'au trait de jauge.
- Placer l'Erlenmeyer sur un agitateur magnétique chauffant afin de dissoudre complètement les composants du milieu. Retirer une fois le mélange homogène.
- Répartir le milieu dans des bouteilles stérilisées en verre et les placer dans un autoclave à 120°C pendant 30 minutes.

Après refroidissement, quelques milligrammes d'antibiotique ont été ajoutés au milieu pour prévenir la prolifération bactérienne, avant de le couler dans les boîtes de Petri.



Figure 26. Préparation du milieu P.D.A.

2.4.2 Isolement et mise en culture des microbiotes fongiques de *P. oceanica*

L'isolement et la culture des champignons associés à *P. oceanica* permettent d'étudier leur diversité et leur rôle écologique. Ces champignons peuvent être épiphytes (présents à la surface des feuilles) ou endophytes (vivant à l'intérieur des tissus végétaux).

2.4.2.1 Isolement et mise en culture des champignons épiphytes

Pour mettre en évidence les différents champignons épiphytes des feuilles, nous avons suivi le protocole de Pusz *et al.* (2015) (Figure 27).

- Stérilisation des instruments (pinces, ciseaux, pipettes, scalpels) à l'éthanol et rinçage à l'eau distillée stérilisée.
- Retirer les feuilles de *P. oceanica* du bocal et sélectionner celles qui sont intactes et en bon état.
- Sélectionner au hasard 5 fragments de feuilles, puis les découper en morceaux de 2 cm de long. Placer ces fragments dans un flacon de centrifugation contenant 10 ml d'eau distillée stérile.
- Étiqueter chaque flacon et les placer dans la centrifugeuse, où ils seront centrifugés pendant 10 minutes à une vitesse de 4 250 tours par minute.



Figure 27. Découpage et centrifugation des feuilles de *P. oceanica*.

Après la centrifugation, nous procédons à la mise en culture en suivant les étapes ci-dessous (Figure 28).

- Verser le milieu préparé dans les 30 boîtes de Pétri entre deux becs Bunsen, en flambant l'ouverture de la bouteille après chaque remplissage d'une boîte.
- À l'aide d'une micropipette, prélever 1 ml de surnageant du flacon après centrifugation, puis déposer ce volume dans la boîte de Pétri, toujours entre les deux becs Bunsen. Cette étape doit être répétée trois fois pour chaque flacon, afin d'obtenir trois répétitions par prélèvement.
- Étiqueter les boîtes de Pétri, puis les fermer soigneusement à l'aide d'un film plastique.
- Conserver les boîtes incubées à l'abri de la lumière, dans un environnement stable, afin de ne pas altérer la croissance fongique.



Figure 28. Mise en culture des champignons épiphytes à partir du surnageant sur milieu P.D.A.

2.4.2.2 Isolement et mise en culture des champignons endophytes

Pour mettre en évidence les différents champignons endophytes des feuilles, il est indispensable de supprimer les champignons épiphytes. Nous avons suivi le protocole de stérilisation recommandé par Helander *et al.* (1994) (Figure 29).

- Traitement à l'éthanol 95% pendant 2 minutes.
- Rinçage à l'eau distillée stérile.
- Traitement à l'eau de Javel (NaOCl) pendant 3 minutes.
- Second rinçage à l'eau distillée stérile.
- Traitement final à l'éthanol 95% pendant 30 secondes.
- Dernier rinçage à l'eau distillée stérile.



Figure 29. Méthodes de stérilisation superficielle pour l'isolement des champignons endophytes.

Après la stérilisation superficielle, nous procédons à la mise en culture en suivant les étapes ci-dessous (Figure 30).

- Verser le milieu préparé dans les 50 boîtes de Pétri sous la protection de deux becs Bunsen, en flambant l'ouverture de la bouteille après chaque remplissage d'une boîte ;
- À l'aide de pinces stériles, prélever un fragment de 0,5 cm² de chaque feuille stérilisée, puis déposer chaque fragment dans une boîte de Pétri, toujours entre deux becs Bunsen. Cette étape doit être répétée cinq fois, une fois pour chaque fragment découpé d'une des 5 feuilles stérilisées, afin d'obtenir cinq répétitions par prélèvement.
- Étiqueter les boîtes de Pétri, puis les fermer soigneusement à l'aide d'un film plastique.
- Conserver les boîtes incubées à l'abri de la lumière, dans un environnement stable, afin de ne pas altérer la croissance fongique.



Figure 30. Mise en culture des champignons endophytes à partir de fragments de feuilles sur milieu P.D.A.

2.5 Identification des colonies de champignons

L'identification des champignons épiphytes et endophytes des feuilles de *P. oceanica* a été réalisée principalement à travers l'examen des traits morphologiques, à la fois à l'échelle macroscopique et microscopique.

Identification macroscopique

Selon Dufresne (2021), l'observation des critères macroscopiques repose sur plusieurs caractéristiques distinctives visibles à l'œil nu dont :

- texture :
 - laineuse : mycélium aérien abondant ;
 - duveteuse : mycélium aérien court ;
 - poudreuse : mycélium aérien produisant de nombreuses conidies ;
 - glabre : mycélium aérien peu abondant avec surface lisse.

- topographie : plane, surélevée, cérébriforme, avec stries radiales.
- couleur
 - champignon dématié : brun, gris, noir ;
 - champignon hyalin : blanc ou autre couleur (rouge, vert, jaune, mauve, etc...).

Identification microscopique

L'identification microscopique des champignons repose sur l'observation attentive de leurs structures spécifiques. Chaque échantillon prélevé à l'aide d'un bistouri stérilisé, est monté entre lame et lamelle, dans une goutte de gélatine glycéinée pour faciliter l'observation au microscope. Selon Dufresne (2021), les critères de l'analyse microscopiques sont :

- hyphes
 - présence de cloisons (septés) ;
 - absence de cloisons (non septés) ;
- conidiophores
 - présence
 - simples ;
 - ramifiés ;
 - absence
- cellules conidiogènes
 - annellide ;
 - phialide ;
- conidies
 - nombre de cellules (uni- ou pluricellulaires) ;
 - mode d'agencement (solitaires, en amas ou en chaînes) ;
 - forme (ronde, ovale, en massue, etc...).

2.6 Analyse statistique

2.6.1 Abondance des genres

Afin d'estimer la diversité fongique, les abondances des différents genres fongiques recensés pour les dix prélèvements concernant les champignons épiphytes et endophytes 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.

Ces abondances ont ensuite été comparées aux données issues des études antérieures menées sur les épiphytes et endophytes de Benameur & Moussaoui (2024) à Béni Ksila.

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 différents genres recensés. Les valeurs de p obtenues ont été comparées au seuil de signification fixé à $\alpha = 0,05$. Une valeur de p inférieure à ce seuil indique l'existence d'une différence statistiquement significative entre les échantillons de *P. oceanica* étudiés.

2.6.3 Analyse en composantes principales (ACP)

Une ACP a été effectuée pour visualiser la distribution spatiale des genres fongiques : l'ACP a été réalisé pour les champignons épiphytes et endophytes identifiés à partir des échantillons de Béni Ksila échantillonnés en 2025. Une comparaison a été faite avec les données antérieures sur les épiphytes et endophytes collectées à Béni Ksila par Benameur & Moussaoui en 2024.

Chapitre 3.

Résultats et discussion

3.1 Abondance des genres fongiques épiphytes et endophytes à Béni Ksila

L'analyse macroscopique et microscopique des isolats fongiques issus des dix prélèvements de *P. oceanica* a permis d'identifier sept genres fongiques épiphytes présents sur les feuilles, à savoir : *Alternaria*, *Aspergillus*, *Candida*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium* et *Trichocladium*. Parallèlement, l'analyse des champignons endophytes a révélé la présence de sept genres également, dont cinq communs avec les épiphytes (*Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium* et *Penicillium*), ainsi que *Posidoniomyces* et *Trichophyton*, identifiés uniquement comme endophytes.

L'ensemble des genres trouvés appartiennent aux Ascomycota (Tableau 4), reconnu comme le groupe taxonomique fongique dominant dans les écosystèmes marins (Hyde *et al.*, 2000). Cette dominance est confirmée par les travaux de Burgaud *et al.* (2022), qui indiquent que les Ascomycota représentent environ 97% de la diversité fongique marine, à l'exception notable de certains genres appartenant à d'autres phyla.

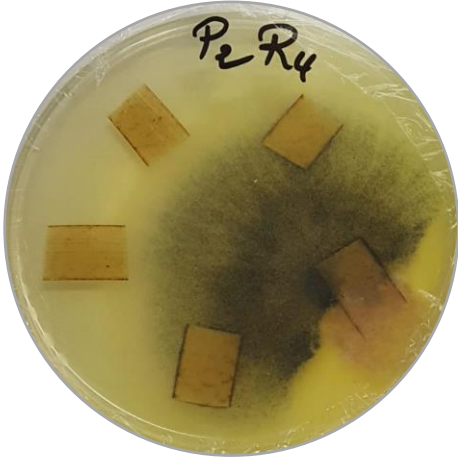
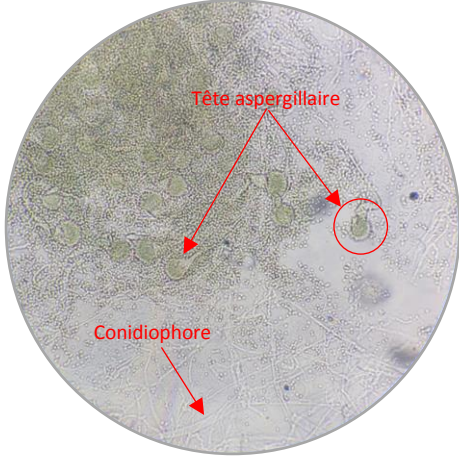
Les genres *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Penicillium*, particulièrement récurrents dans nos échantillons, sont également parmi les champignons marins les plus fréquemment recensés dans la littérature. Gonçalves *et al.* (2019) soulignent que ces genres regroupent des espèces qualifiées de champignons marins facultatifs : elles proviennent d'habitats terrestres, mais possèdent une capacité d'adaptation aux conditions marines. Les espèces de *Penicillium* sont abondamment isolées dans divers environnements marins, incluant les substrats biologiques tels que les éponges, les coraux, les algues ou encore les sédiments sableux, ce qui corrobore les résultats obtenus dans notre étude.

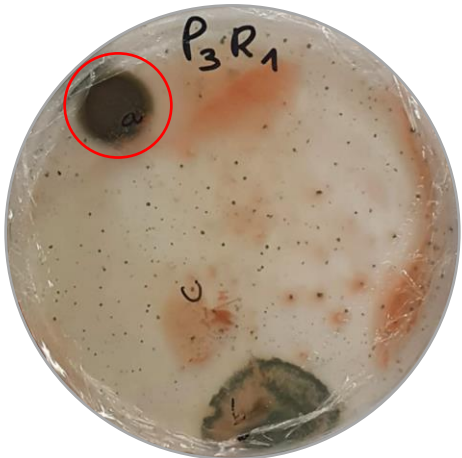
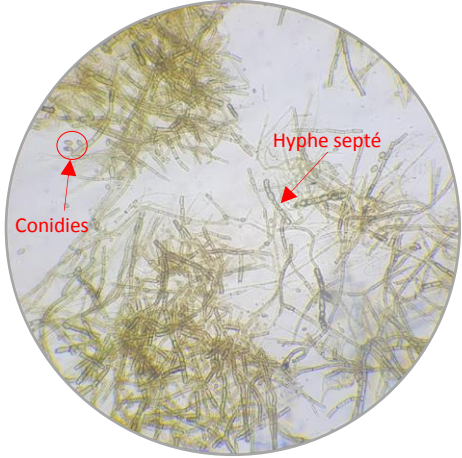
Enfin, les résultats obtenus sont en accord avec ceux rapportés par Benameur & Messaoui (2024) pour le site de Béni Ksila pendant le mois d'Avril, renforçant ainsi la cohérence des observations faites sur les genres fongiques associés à *P. oceanica* dans la région.

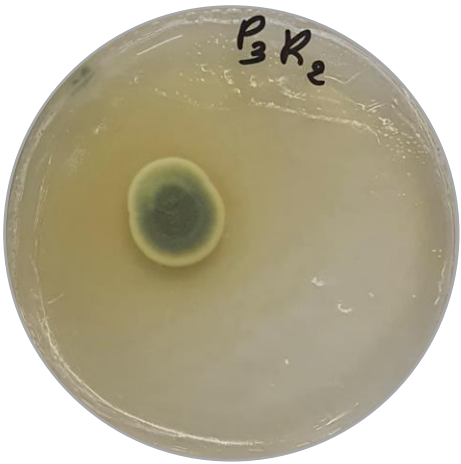

Tableau 4. Classification des genres fongiques recensés dans la région de Béni Ksila.

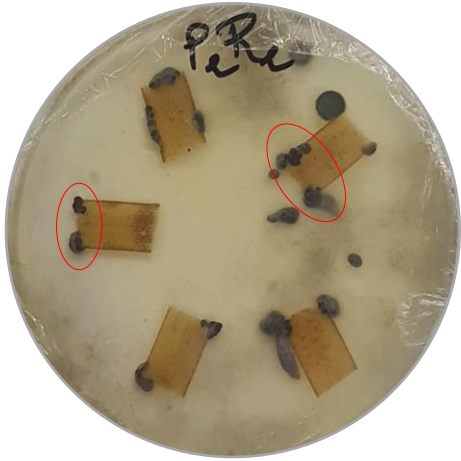
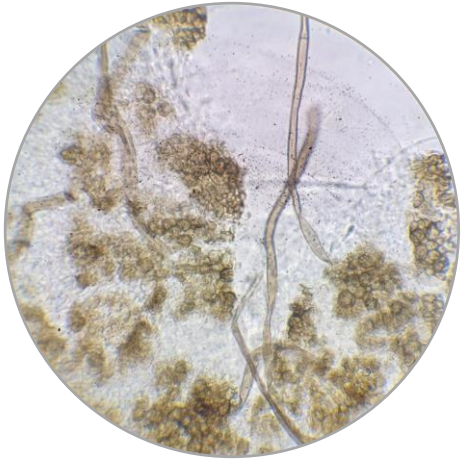
Genres de champignon	Phylum	Ordre	Famille
<i>Alternaria</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae
<i>Aspergillus</i>	Ascomycota	Eurotiales	<i>Trichocomaceae</i>
<i>Candida</i>	Ascomycota	Saccharomycetales	Saccharomycetaceae
<i>Cladosporium</i>	Ascomycota	Capnodiales	Cladosporiaceae
<i>Neoscytalidium</i>	Ascomycota	Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae
<i>Penicillium</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae
<i>Posidoniomyces</i>	Ascomycota	Pleosporales	Aigialaceae
<i>Trichocladium</i>	Ascomycota	Sordariales	Chaetomiaceae
<i>Trichophyton</i>	Ascomycota	Onygenales	Arthrodermatacées

3.2 Description des genres fongiques les plus abondants

<i>Aspergillus</i>	
<p>Le genre <i>Aspergillus</i> est un champignon filamenteux appartenant au phylum des Ascomycota et à l'ordre des Eurotiales. Il englobe plus de 185 espèces (Samson <i>et al.</i>, 2014).</p>	
<p><u>Description macroscopique</u></p>	<p><u>Description microscopique</u></p>
<p>Les principales caractéristiques macroscopiques remarquables dans l'identification des espèces sont le taux de croissance, la couleur de la colonie et la thermotolérance (Kocsubé <i>et al.</i>, 2016).</p> <p><i>Aspergillus</i> a une croissance rapide, surtout sur des milieux comme le PDA à des températures comprises entre 25°C et 37°C et forme des colonies à texture duveteuse à poudreuse. La couleur de la surface peut varier selon l'espèce, elle est généralement brune ou noire (Hubka <i>et al.</i>, 2016).</p>	<p>Les hyphes d'<i>Aspergillus</i> sont cloisonnés et hyalins. Les conidiophores se développent à partir de cellules basales et se terminent par une vésicule typique. Celle-ci porte des phialides unisériées ou bisériées, qui produisent des conidies rondes en chaînes radiales. La disposition des phialides donne une tête radiée ou colonnaire selon les espèces (Visagie <i>et al.</i>, 2014).</p>
	
<p>Observation macroscopique sur PDA du genre <i>Aspergillus</i>.</p>	<p>Observation microscopique du genre <i>Aspergillus</i> (x400).</p>

<i>Cladosporium</i>	
<p><i>Cladosporium</i> appartient aux Ascomycota. C'est un champignon que l'on trouve principalement dans les moisissures intérieures et extérieures. Beaucoup de ces espèces de <i>Cladosporium</i> se trouvent couramment sur les matières végétales vivantes et mortes. Les spores sont dispersées par le vent, c'est pour cela qu'il est extrêmement abondant dans l'air (Tura, 2020).</p>	
<p style="text-align: center;"><u>Description macroscopique</u></p> <p><i>Cladosporium</i> a une croissance lente ; il pousse modérément vite sur milieu PDA ; il ne pousse généralement qu'à 20-27°C et forme des colonies veloutées ou floconneuses, parfois poudreuses et farineuses. La couleur va du gris-vert au vert-olivâtre et inversement noires (Ogórek <i>et al.</i>, 2012).</p> <p>Les conditions optimales de croissance pour ces champignons incluent des environnements humides et modérément chauds (Bensch <i>et al.</i>, 2012).</p>	<p style="text-align: center;"><u>Description microscopique</u></p> <p>Les hyphes sont septés, rampants en surface ou dans le substrat. Ils produisent des conidiophores de longueur variable, presque érigés, ramifiés et floconneux, qui forment souvent un gazon, de couleur olive (Ogórek <i>et al.</i>, 2012).</p> <p>Les premières conidies formées à l'extrémité des conidiophores sont de grande taille, uni ou pluricellulaires ; les suivantes sont plus petites et unicellulaires. L'ensemble formé de longues chaînes acropètes, ramifiées, qui réalisent des arbuscules fragiles, se dissociant lors du montage (Tikour, 2018).</p> <p>La paroi des conidies, de forme généralement elliptique à cylindrique, est lisse ou finement verruqueuse et présente souvent aux extrémités des cicatrices de bourgeonnement ou de libération (Tikour, 2018).</p>
	
<p>Observation macroscopique sur PDA du genre <i>Cladosporium</i>.</p>	<p>Observation microscopique du genre <i>Cladosporium</i> (x400).</p>

<i>Penicillium</i>	
<p>C'est un champignon ubiquiste. Le genre <i>Penicillium</i> appartient au phylum des Ascomycota, et comprend environ 225 espèces. Souvent associées à la décomposition des fruits et des aliments, les espèces de ce genre sont régulièrement isolées à partir de substrats organiques en décomposition (Houbraken <i>et al.</i>, 2021).</p>	
<p style="text-align: center;"><u>Description macroscopique</u></p> <p>Les colonies de <i>Penicillium</i> présentent une croissance rapide, avec une texture généralement veloutée, laineuse ou cotonneuse et sont souvent décrites comme plates et filamenteuses. Elles peuvent adopter différentes teintes au fil du temps, variant du bleu-vert au gris-vert, gris-olive, jaune ou rosâtre (Samson <i>et al.</i>, 2011).</p> <p>Il pousse facilement sur les milieux utilisés en mycologie. Il se développe à des températures modérées, de l'ordre de 20-27 °C. Après 3-4 jours d'incubation, la sporulation confère aux colonies habituellement duveteuses, poudreuses, leur teinte, le plus souvent dans les tons vert, vert-bleu, vert-gris, vert-jaune, gris-bleu. Un pigment diffus parfois dans la gélose (Tabuc, 2007).</p>	<p style="text-align: center;"><u>Description microscopique</u></p> <p><i>Penicillium</i> se caractérise par des hyphes hyalins septés, des conidiophores simples ou ramifiés, des métules, des phialides et des conidies. Les conidies, généralement rondes et unicellulaires, se présentent sous forme de chaînes non ramifiées à l'extrémité des phialides (Frisvad <i>et al.</i>, 2019).</p> <p>La structure reproductive caractéristique du genre : le pénicille, consiste en un conidiophore ramifié portant des verticilles de métules et de phialides (Visagie <i>et al.</i>, 2014). Cette organisation unique en "pinceau" est à l'origine du nom du genre et constitue un critère clé pour son identification (Houbraken <i>et al.</i>, 2021).</p>
	
<p>Observation macroscopique sur PDA du genre <i>Penicillium</i>.</p>	<p>Observation microscopique du genre <i>Penicillium</i> (x400).</p>

<i>Posidoniomyces</i>	
<p><i>Posidoniomyces</i> est un genre de champignons récemment décrit par Vohník <i>et al.</i> (2019). Ces auteurs ont considéré ce champignon comme le mycobionte racinaire dominant de l'herbier méditerranéen à <i>P. oceanica</i>. Il appartient à la famille des Aigialaceae et à l'ordre des Pleosporales (Ascomycota, Dothideomycetes).</p>	
<p style="text-align: center;"><u>Description macroscopique</u></p> <p><i>Posidoniomyces</i> se caractérise par sa croissance extrêmement lente à modérée sur milieu PDA à 25°C. Il forme systématiquement deux morphotypes coloniaux distincts en culture : compact et mycélien (Vohník <i>et al.</i>, 2016).</p> <p>Les colonies sont généralement brunes à brun foncé et le mycélium est composé d'hyphes cloisonnés, qui peuvent être hyalins (clairs), subhyalins ou pigmentés (de couleur foncée) (Vohník <i>et al.</i>, 2016).</p>	<p style="text-align: center;"><u>Description microscopique</u></p> <p><i>Posidoniomyces</i> forme un modèle de colonisation qui ressemble à des endophytes septés foncés (DSE).</p> <p>Il présente systématiquement deux morphotypes coloniaux distincts en culture : l'un compact et l'autre mycélien. Le mycélium est constitué d'hyphes septés, pouvant être hyalins, subhyalins ou pigmentés en brun foncé. Cependant, la formation de spores n'a jamais été observée, que ce soit en milieu standard ou salé (Vohník <i>et al.</i>, 2016).</p> <p>En dépit du schéma de colonisation racinaire très marqué observé <i>in vivo</i> chez les DSE (Vohník <i>et al.</i>, 2015), aucune structure de reproduction : conidie ou conidiophore n'a pu être mise en évidence en culture axénique.</p>
	
<p>Observation macroscopique sur PDA du genre <i>Posidoniomyces</i>.</p>	<p>Observation microscopique du genre <i>Posidoniomyces</i> (x400).</p>

3.3 Analyses statistiques des genres fongiques épiphytes recensés dans la région de Béni Ksila

3.3.1 Abondance des genres fongiques épiphytiques des feuilles de Posidonie

Afin d'évaluer la diversité fongique épiphytes, nous avons calculé les abondances des différents genres identifiés (Tableau 5 et Figure 1).

Tableau 5. Abondances des genres fongiques épiphytes (%) recensés au niveau des feuilles de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila.

Genres	Abondance (%) \pm Erreur standard
<i>Alternaria</i>	1,11 \pm 0,95
<i>Aspergillus</i>	11,11 \pm 9,49
<i>Cladosporium</i>	12,95 \pm 9,37
<i>Neoscytalidium</i>	6,11 \pm 5,22
<i>Penicillium</i>	60,65\pm12,65
<i>Trichocladium</i>	4,44 \pm 3,79
<i>Candida</i>	3,7 \pm 3,16

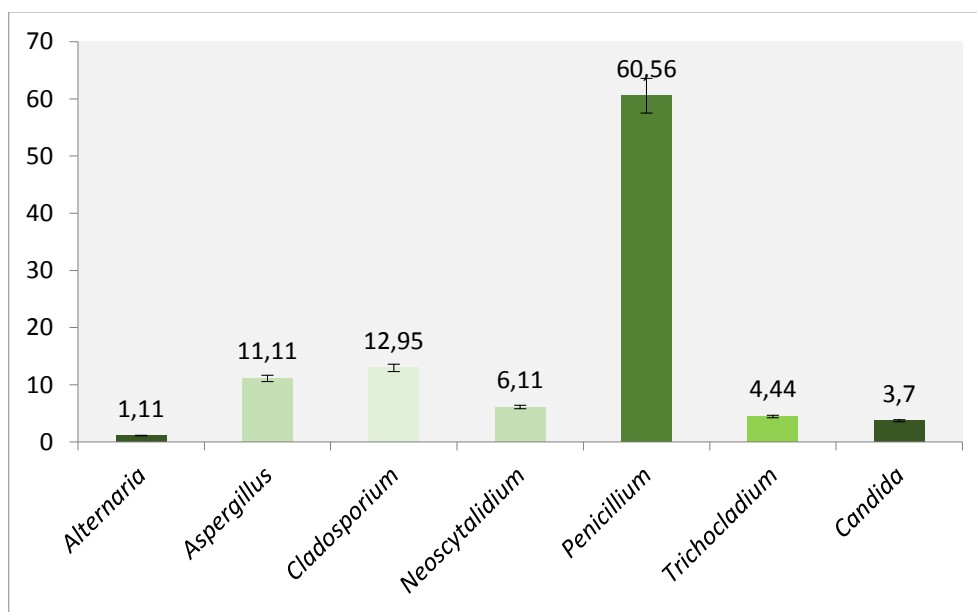


Figure 31. Abondances des genres fongiques épiphytes (%) isolés à partir des feuilles de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila.

L'analyse des résultats obtenus (Tableau 5 et Figure 31) révèle une nette prédominance de certains genres fongiques au sein de la communauté épiphytique associée aux feuilles de *P. oceanica*. Le genre *Penicillium* se distingue particulièrement, représentant à lui seul 60,65% de l'abondance totale. Il est suivi par *Cladosporium* (12,95%) et *Aspergillus* (11,11%), témoignant de leur présence significative au sein de cette communauté. En revanche, d'autres genres tels que *Neoscytalidium* (6,11%), *Trichocladium* (4,44 %), *Candida* (3,7%) et *Alternaria* (1,11%)

apparaissent en proportions plus modestes, suggérant un rôle moins central dans la structuration fongique de l'échantillon étudié.

La prédominance de *Penicillium*, l'un des genres fongiques les plus ubiquistes, s'explique par sa capacité remarquable à coloniser une grande variété d'habitats, y compris des environnements extrêmes caractérisés par une forte salinité (Gonçalves *et al.*, 2019). Cette adaptation pourrait être influencée par plusieurs facteurs environnementaux, notamment la température de l'eau (16,6 °C au moment de l'échantillonnage), la salinité, la disponibilité des nutriments ou encore la pollution, qui sont connus pour structurer les communautés fongiques épiphytes (Gomes *et al.*, 2018 ; Cook *et al.*, 2022). *Penicillium* possède en effet une plasticité écologique lui permettant de prospérer dans divers contextes, y compris les milieux marins (Smith & Johnson, 2020). Sa tolérance au stress, notamment en milieu salin, en fait un genre dominant dans ces environnements (Martinez & Perez, 2022), en plus d'être une source importante de métabolites secondaires bioactifs (Grovel *et al.*, 2008).

Le second genre le plus abondant, *Cladosporium*, est reconnu pour ses propriétés antimicrobiennes et insecticides, ainsi que pour ses effets bénéfiques sur les plantes, notamment en améliorant leur résistance au stress et leur croissance (Fontana *et al.*, 2021). Ce genre se distingue également par une grande diversité écologique, pouvant adopter des modes de vie épiphyte, endophyte, saprophyte ou parasite facultatif (Kim *et al.*, 2019). Sa récurrence sur les différents sites étudiés témoigne d'une forte capacité d'adaptation aux milieux marins (Bensch *et al.*, 2012), en partie grâce à sa tolérance au sel et à la production de mélanine, un pigment qui lui confère une protection contre les rayons UV et le stress oxydatif (Garzoli *et al.*, 2015 ; Bland *et al.*, 2020).

Enfin, *Aspergillus* se place en troisième position en termes d'abondance sur le site de Béni Ksila. Bien que sa présence soit relativement importante, sa proportion plus faible par rapport à *Penicillium* et *Cladosporium* pourrait traduire une sensibilité accrue aux variations environnementales ou une moindre compétitivité pour la colonisation de la phyllosphère de *P. oceanica*. Cette vulnérabilité pourrait être liée à des exigences nutritionnelles plus spécifiques ou à une tolérance réduite aux stress abiotiques propres aux écosystèmes marins (Amend *et al.*, 2019).

3.3.2 Analyse de variance (ANOVA) des épiphytes fongiques de la région de Béni Ksila

Dans le but d'évaluer la présence de différences significatives entre les différents composants du cortège épiphyte associé aux feuilles de *P. oceanica* dans la région de Béni Ksila, un test d'analyse de la variance (ANOVA) a été appliqué à chaque genre identifié (Tableau 6).

Tableau 6. Test ANOVA des abondances des champignons épiphytes de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila.

Genres	Proba (p)	Comparaison	Conclusion
<i>Alternaria</i>	0,47	0,47 > 0.05	Non significative
<i>Aspergillus</i>	0,47	0,47 > 0.05	Non significative
<i>Candida</i>	0,47	0,47 > 0.05	Non significative
<i>Cladosporium</i>	0,54	0,54 > 0.05	Non significative
<i>Neoscytalidium</i>	0,01	0.01 < 0.05	Significative
<i>Penicillium</i>	0,51	0,51 > 0.05	Non significative
<i>Trichocladium</i>	0,47	0,47 > 0.05	Non significative

Selon les résultats présentés dans le tableau 6, des différences significatives entre les prélèvements ont été observées uniquement pour le genre *Neoscytalidium*. Pour ce genre, le tableau de comparaison des moyennes (Tableau 7) indique que ces prélèvements se répartissent en deux groupes hétérogènes : seul le prélèvement P6 s'isole dans le groupe B, avec une moyenne de 55%. Les autres prélèvements sont présents dans le groupe. Il est possible que le prélèvement P6 ait été exposé à des facteurs particuliers, une matière organique en décomposition plus avancée, ou une interaction biotique différente, ce qui auraient favorisé la prolifération de *Neoscytalidium*.

Tableau 7. Test de comparaison des moyennes du genre *Neoscytalidium*.

Prélèvements	Groupe	Moyenne
P1	A	0,00
P10	A	0,00
P9	A	0,00
P4	A	0,00
P2	A	0,00
P3	A	0,00
P8	A	0,00
P7	A	0,00
P5	A	0,00
P6	B	55,00

3.3.3 Matrice de corrélation des épiphytes fongiques de la région de Béni Ksila

Dans le but d'analyser les interactions entre les genres fongiques épiphytes associés à *P. oceanica* dans la région de Béni Ksila, une matrice de corrélation a été établie afin d'identifier la nature des relations, qu'elles soient positives ou négatives, entre les principaux taxons fongiques présents (Tableau 8).

Tableau 8. Récapitulatif des interactions entre les genres épiphytes des feuilles de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila

	<i>Alternaria</i>	<i>Aspergillus</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Neoscytalidium</i>	<i>Penicillium</i>	<i>Trichocladium</i>	<i>Candida</i>
<i>Alternaria</i>	1						
<i>Aspergillus</i>	-0,11	1					
<i>Cladosporium</i>	-0,13	-0,13	1				
<i>Neoscytalidium</i>	-0,11	-0,11	-0,06	1			
<i>Penicillium</i>	0,30	-0,45	-0,44	-0,13	1		
<i>Trichocladium</i>	-0,11	-0,11	-0,13	-0,11	0,05	1	
<i>Candida</i>	-0,11	-0,11	-0,13	-0,11	0,10	-0,11	1

En gras, valeurs significatives (hors diagonale) au seuil $\alpha=0,05$ (test bilatéral)

La matrice de corrélation entre les genres fongiques isolés des feuilles de *P. oceanica* révèle majoritairement des corrélations faibles à modérées, principalement négatives, notamment entre *Penicillium* et *Aspergillus* ($r=-0,45$) ou *Penicillium* et *Cladosporium* ($r=-0,44$), suggérant une possible compétition ou une exclusion partielle entre ces genres pour l'occupation de niches similaires. En revanche, aucun lien de corrélation significatif qu'il soit positif ou négatif n'a été observé pour les genres *Alternaria*, *Neoscytalidium*, *Trichocladium* et *Candida* vis-à-vis des autres champignons analysés.

Pour améliorer la détection de corrélations significatives entre les genres fongiques épiphytes, il est essentiel d'augmenter la taille de l'échantillon. En effet, les tests statistiques tels que ceux de Pearson ou de Spearman exigent un nombre suffisant de données pour révéler des relations fiables et statistiquement robustes. Une faible taille d'échantillon limite la puissance du test et peut masquer des associations biologiquement pertinentes. Pour y remédier, il est recommandé d'élargir le nombre de prélèvements, en échantillonnant davantage de feuilles ou de prélèvements de *P. oceanica*, tout en incluant, si possible, plusieurs stations réparties spatialement. Cela permettrait d'obtenir une représentation plus fidèle de la diversité fongique et d'accroître la sensibilité des analyses de corrélation.

3.3.4 Analyse en composantes principales (ACP) des épiphytes de la région de Béni Ksila

Une analyse en composantes principales est réalisée (Figure 32). Cette ACP nous a fourni des indications sur la nature, la force et la pertinence des liens entre les différents prélèvements et les épiphytes fongiques recensés. Son objectif est donc de faciliter l'interprétation de ces synergies et de mettre en évidence les principales tendances qui se dégagent de l'ensemble des données.

Le plan $\frac{1}{2}$ de l'ACP représente 42% de l'inertie totale, avec 25% pour l'axe 1 et 17% pour l'axe 2.

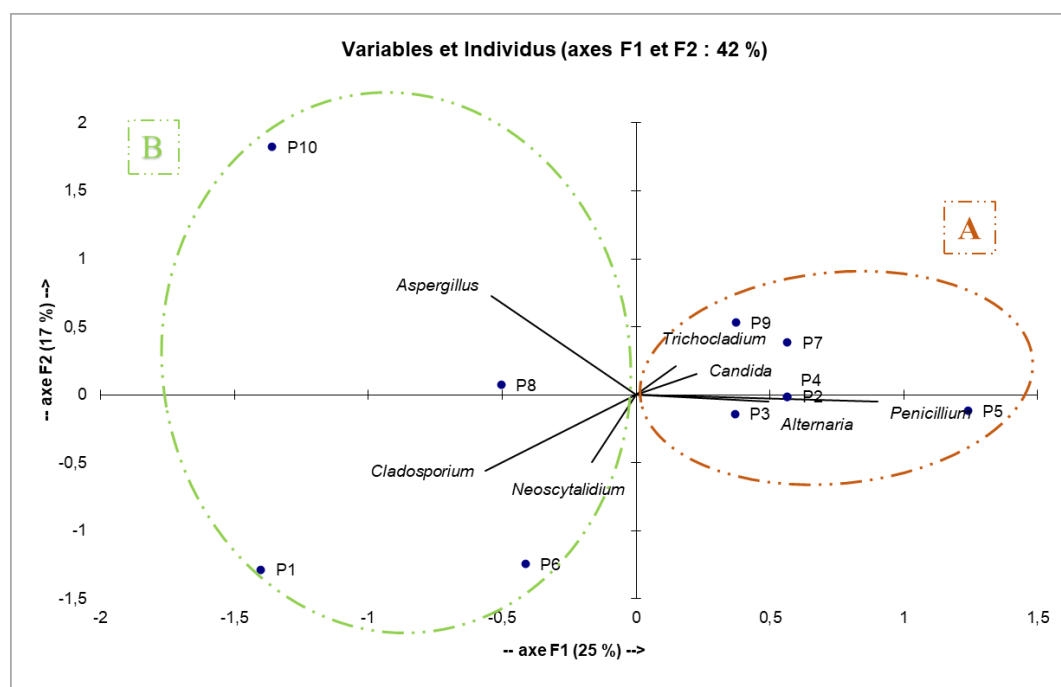


Figure 32. Analyse en composantes principales du cortège fongique épiphyte des feuilles de *P. oceanica* de Béni Ksila.

Le groupe A, constitué des échantillons P2, P3, P4, P5, P7 et P9, se distingue par la dominance du genre *Penicillium*, accompagné selon les cas par *Alternaria* (P5), *Candida* (P7) ou *Trichocladium* (P9). Cette structuration suggère que *Penicillium* bénéficie de conditions écologiques favorables dans ces prélèvements, possiblement liées à des interactions mutualistes ou à une faible pression de compétition.

En revanche, le groupe B, composé des échantillons P1, P6 et P10, est caractérisé par la présence dominante des genres *Cladosporium*, *Neoscytalidium* et *Aspergillus*, tandis que l'abondance de *Penicillium* y est fortement réduite. Cette répartition différenciée est confirmée par les résultats de la matrice de corrélation de Pearson, qui révèlent des corrélations négatives significatives entre *Penicillium* et *Aspergillus* ($r = -0,45$), ainsi qu'avec *Cladosporium* ($r = -0,44$). Ces corrélations suggèrent des interactions antagonistes ou des phénomènes d'exclusion compétitive, dans lesquels la présence abondante de certains genres inhibe la colonisation ou la persistance de *Penicillium* (Ghoul & Mitri, 2016 ; Burgaud *et al.*, 2022).

Cette dynamique est typique des communautés fongiques, où les espèces entrent en compétition pour les nutriments, l'espace ou les niches écologiques spécifiques. Des mécanismes tels que l'antibiose, la production de métabolites antifongiques ou la modification locale des conditions micro-environnementales (pH, disponibilité du carbone, stress oxydatif) peuvent jouer un rôle dans ces interactions (Jones, 2000 ; Pang *et al.*, 2021).

Ainsi, si *Penicillium* est globalement dominant (60,65 % de l'abondance totale), sa présence est loin d'être homogène. Sa diminution dans certains échantillons s'expliquerait moins par un simple hasard ou une variation environnementale passive, que par la présence active de genres fongiques concurrents, notamment *Aspergillus* et *Cladosporium*, capables d'occuper des niches similaires et de limiter son implantation. Cette régulation biologique

reflète une organisation communautaire fongique complexe au sein de la phyllosphère de *P. oceanica*, façonnée à la fois par les conditions abiotiques et les interactions biotiques.

3.4 Analyses statistiques des genres fongiques endophytes recensés dans la région de Béni Ksila

3.4.1 Abondance des genres fongiques endophytes des feuilles de posidonie

Afin d'évaluer la diversité fongique endophyte, nous avons calculé les abondances des différents genres identifiés (Tableau 9 et Figure 33).

Tableau 9. Abondances des genres fongiques endophytes (%) recensés des feuilles de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila.

Genres	Abondance (%) \pm Erreur standard
<i>Alternaria</i>	14,3 \pm 9,49
<i>Aspergillus</i>	19,04\pm6,58
<i>Cladosporium</i>	19,04\pm4,32
<i>Neoscytalidium</i>	2,85 \pm 1,9
<i>Penicillium</i>	11,43 \pm 6,6
<i>Posidoniomyces</i>	19,04\pm6,48
<i>Trichophyton</i>	14,3 \pm 9,49

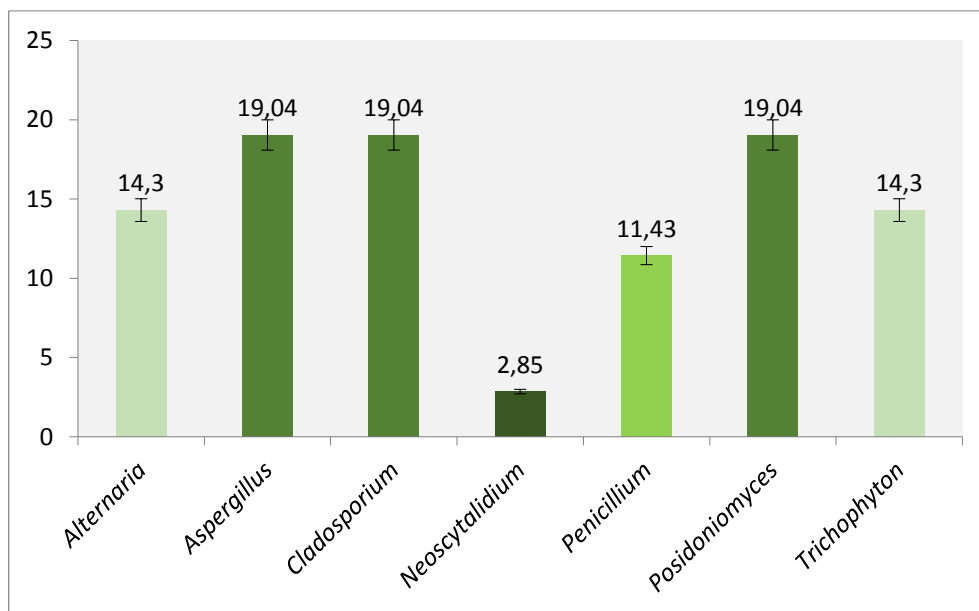


Figure 33. Abondances des genres fongiques endophytes (%) isolés à partir des feuilles de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila.

L'analyse des résultats que nous avons obtenus (Tableau 9 et Figure 33) relève une nette prédominance de trois genres fongiques principaux au sein de la communauté endophytique, à savoir : *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Posidoniomyces* qui se démarquent, représentant chacun 19,04% de l'abondance totale observée. Ils sont suivis par *Alternaria* et *Trichophyton* avec

14,3% chacun, indiquant leur présence significative au sein de la communauté fongique, puis *Penicillium* avec un pourcentage de 11,43%. En revanche, *Neoscytalidium* est présent avec une abondance de 2,85%, présentant ainsi des proportions plus modestes, suggérant un rôle secondaire dans la structure fongique de l'échantillon étudié au moment de la récolte des feuilles.

Le genre *Aspergillus* est considéré comme un taxon fongique omniprésent, même dans les zones profondes. Certaines espèces montrent une capacité d'adaptation remarquable aux pressions hydrostatiques élevées, caractéristiques des environnements marins profonds. En tant que champignon saprobe, *Aspergillus* joue également un rôle crucial dans la dégradation de la matière organique, contribuant ainsi aux processus de recyclage des nutriments dans les écosystèmes à posidonie (Burgaud *et al.*, 2022).

Le genre *Cladosporium* est reconnu pour ses propriétés antimicrobiennes efficaces contre les bactéries et les champignons. De plus, il joue un rôle bénéfique dans la croissance des plantes par divers mécanismes. Les métabolites produits par ces champignons contribuent à renforcer la résistance des plantes face aux stress biotiques et abiotiques, tout en favorisant leur développement optimal (Liu *et al.*, 2022).

Posidoniomyces est un genre de champignon marin nouvellement décrit par Vohník *et al.*, (2016), précédemment identifié de manière provisoire sous le nom de « *Pleosporales* sp. MV-2012 ». Il s'agit d'un endophyte strict, isolé à partir de tissus vivants de *P. oceanica* stérilisés en surface, ce qui confirme son mode de vie biotrophe et sa spécificité écologique (Vohník *et al.*, 2019). Ce champignon représente une lignée marine indépendante au sein des Aigialaceae, distincte des autres champignons fongiques connus (Vohník *et al.*, 2015). Fait notable, *Posidoniomyces* décrit pour la première fois par Torta *et al.*, (2015) à partir de racines de *Posidonia oceanica* en Méditerranée, n'a, à notre connaissance, été rapporté dans aucune autre étude en Algérie sur le mycobiote de *P. oceanica* et, à ce jour, aucun autre hôte ni habitat n'est connu pour cette espèce. Cette rareté, associée à sa lenteur de croissance, pourrait expliquer pourquoi il échappe aux méthodes classiques d'isolement, généralement favorables aux champignons saprobes à croissance rapide (Vohník *et al.*, 2016).

Concernant les espèces fongiques présentes en faible abondance, Toofane & Dalymamode (2002), suggèrent que des facteurs environnementaux locaux tels que la disponibilité spécifique du substrat, la salinité, l'oxygène dissous, les conditions nutritionnelles, la profondeur, la transmission de la lumière ou encore la pression hydrostatique pourraient ne pas être favorables à leur développement. Il est également possible que ces espèces soient exclues en raison d'une compétition avec des endophytes plus adaptés, ayant déjà colonisé efficacement les tissus hôtes.

3.4.2 Analyse de variance (ANOVA) des endophytes fongiques de la région de Béni Ksila

Dans le but d'évaluer la présence de différences significatives entre les différents composants du cortège endophytes associé aux feuilles de *P. oceanica* dans la région de Beni

Ksila, un test d'analyse de la variance (ANOVA) a été appliqué à chaque genre identifié (Tableau 10).

Tableau 10. Test ANOVA des champignons endophytes de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila.

Genres	Proba (p)	Comparaison	Conclusion
<i>Alternaria</i>	0,46	0,46 > 0.05	Non significative
<i>Aspergillus</i>	0,64	0,64 > 0.05	Non significative
<i>Cladosporium</i>	0,64	0,64 > 0.05	Non significative
<i>Neoscytalidium</i>	0,04	0.04 < 0.05	Significative
<i>Penicillium</i>	0,45	0,45 > 0.05	Non significative
<i>Posidoniomyces</i>	0,69	0,69 > 0.05	Non significative
<i>Trichocladium</i>	0,46	0,46 > 0.05	Non significative

Bien que le test global révèle une différence significative pour *Neoscytalidium* ($p = 0,04$), le test de Keuls et Newmann (Tableau 11) indique que tous les prélèvements appartiennent à un groupe homogène. Cela peut s'expliquer par une faible différence entre les moyennes ou une variabilité interne élevée, rendant la distinction statistique entre échantillons peu marquée. Pour affiner ces résultats, il serait pertinent d'augmenter le nombre de répétitions ou d'échantillons, ce qui renforcerait la puissance statistique de l'analyse.

Tableau 11. Test de comparaison des moyennes du genre *Neoscytalidium*.

Prélèvements	Groupe	Moyenne
P3	A	0,00
P4	A	0,00
P1	A	0,00
P10	A	0,00
P6	A	0,00
P5	A	0,00
P8	A	0,00
P9	A	0,00
P7	A	0,00
P2	A	12,00

3.4.3 Matrice de corrélation des endophytes fongiques de la région de Béni Ksila

Dans le but d'analyser les interactions entre les genres fongiques endophytes associés à *P. oceanica* dans la région de Béni Ksila, une matrice de corrélation a été établie afin d'identifier la nature des relations, qu'elles soient positives ou négatives, entre les principaux taxons fongiques présents (Tableau 12).

Tableau 12. Récapitulatif des interactions entre les genres endophytes des feuilles de *P. oceanica* de la région de Béni Ksila

	<i>Alternaria</i>	<i>Aspergillus</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Neoscytalidium</i>	<i>Penicillium</i>	<i>Posidoniomyces</i>	<i>Trichophyton</i>
<i>Alternaria</i>	1						
<i>Aspergillus</i>	-0,21	1					
<i>Cladosporium</i>	-0,33	0,70	1				
<i>Neoscytalidium</i>	-0,11	0,32	0,24	1			
<i>Penicillium</i>	0,13	-0,17	0,20	0,03	1		
<i>Posidoniomyces</i>	-0,22	0,16	0,73	0,00	-0,05	1	
<i>Trichophyton</i>	-0,11	-0,21	-0,33	-0,11	-0,13	-0,22	1

En gras, valeurs significatives (hors diagonale) au seuil $\alpha=0,05$ (test bilatéral)

L'analyse des corrélations présentée dans le tableau révèle uniquement deux relations significatives entre les genres de champignons endophytes. La première est une corrélation fortement positive ($r = 0,70$) entre *Cladosporium* et *Aspergillus*, indiquant qu'une augmentation de l'abondance de l'un est généralement associée à une augmentation de l'autre. La seconde, également fortement positive ($r = 0,73$) concerne *Posidoniomyces* et *cladosporium*, ce qui suggère une interaction de synergie entre ces deux genres. En revanche, aucun lien de corrélation significatif qu'il soit positif ou négatif n'a été observé pour les genres *Alternaria*, *Neoscytalidium*, *Trichocladium* et *Candida* vis-à-vis des autres champignons analysés.

3.4.4 Analyse en composantes principales des endophytes de la région de Béni Ksila

Une analyse en composantes principales est réalisée (Figure 34). Le plan $\frac{1}{2}$ de l'ACP représentant 52% de l'inertie totale, avec 35% pour l'axe 1 et 16% pour l'axe 2.

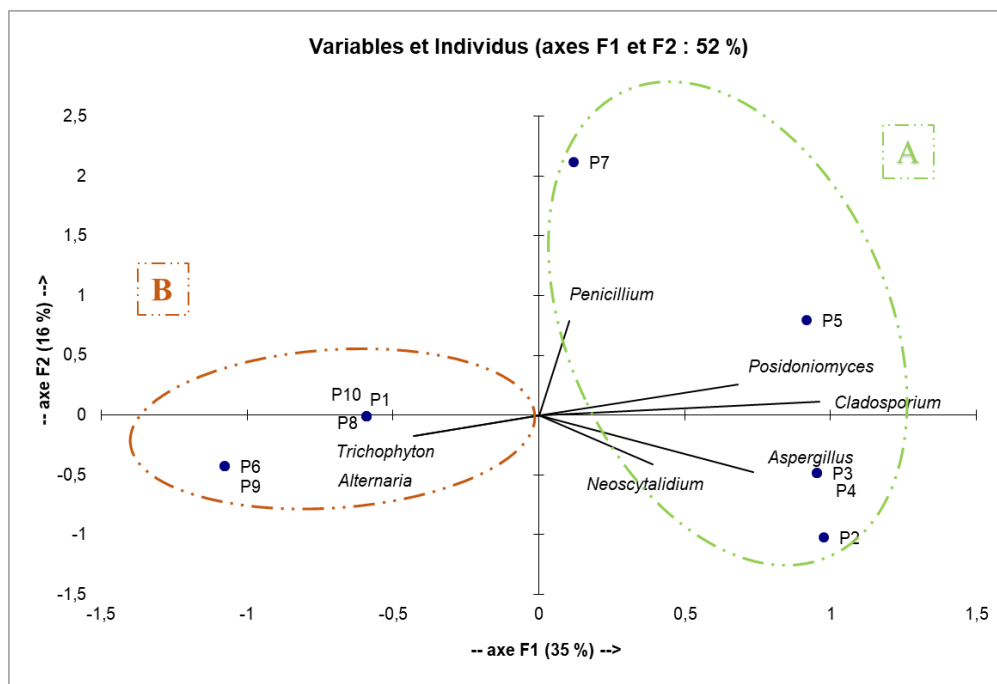


Figure 34. Analyse en composantes principales du cortège fongique endophyte des feuilles de *P. oceanica* de Béni Ksila.

L'analyse en composantes principales (ACP) met en évidence la formation de deux groupes distincts de prélèvements le long de l'axe F1, qui explique 35% de l'inertie totale. Le groupe A, composé des échantillons P2, P3, P4, P5 et P7 se caractérise par une forte abondance des genres *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Posidoniomyces*, présentant des corrélations positives notables entre eux. Cette cooccurrence suggère une affinité écologique ou fonctionnelle partagée, facilitant leur colonisation conjointe des tissus internes de *P. oceanica*. Des genres comme *Penicillium* et *Neoscytalidium* sont également présents dans certains échantillons (notamment P2 et P7), témoignant d'une diversité fongique significative au sein de ce groupe.

À l'opposé le groupe B, constitué des échantillons P6 et P9, est dominé respectivement par *Trichophyton* et *Alternaria*. Cette séparation nette traduit une composition endophyte distincte, potentiellement influencée par des micro-variations environnementales ou physiologiques au sein des feuilles hôtes.

Ces résultats soulignent la structuration non aléatoire des communautés fongiques endophytes, probablement façonnée par des interactions biologiques spécifiques et des conditions abiotiques locales. L'association récurrente entre *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Posidoniomyces* dans les tissus foliaires de *P. oceanica* suggère une relation stable, voire mutualiste, avec la plante hôte. Ces champignons endophytes sont capables de coloniser les tissus internes sans provoquer de symptômes pathologiques, une caractéristique typique des endophytes bénéfiques (Rodriguez *et al.*, 2009).

Les champignons endophytes entretiennent en effet des relations complexes avec leurs plantes hôtes, influençant à la fois le métabolisme végétal et la structure des communautés microbiennes associées. Les espèces végétales abritent des communautés endophytes spécifiques, fortement influencées par leur chimie secondaire et leur composition foliaire

(Christian *et al.*, 2020 ; Jia *et al.*, 2016). Cette affinité est modulée non seulement par la nature des métabolites produits, mais aussi par des facteurs environnementaux locaux (Arnold *et al.*, 2003 ; Jia *et al.*, 2016). Il a été démontré que certains endophytes peuvent améliorer la croissance de la plante hôte, renforcer sa tolérance aux stress abiotiques, et même produire des métabolites bioactifs similaires à ceux de la plante elle-même (Jia *et al.*, 2016 ; Zhao *et al.*, 2011). En outre, les endophytes peuvent agir comme agents de biocontrôle en protégeant les tissus végétaux, notamment les feuilles matures souvent moins bien défendues, contre les pathogènes grâce à des interactions directes et locales (Arnold *et al.*, 2003).

Dans le contexte marin, ces interactions sont particulièrement importantes. Les endophytes pourraient jouer un rôle essentiel dans l'adaptation de *P. oceanica* aux conditions fluctuantes du littoral méditerranéen, telles que les variations de salinité, de température ou l'activité anthropique. Ils peuvent aussi participer à l'absorption des nutriments et à la régulation de la croissance végétale, contribuant ainsi au bon fonctionnement du système holobionte formé par la plante et son microbiote fongique associé (Vandenkoornhuyse *et al.*, 2015).

La cohabitation observée entre certains genres fongiques et *P. oceanica* ne semble donc pas aléatoire. Elle reflète probablement une coévolution adaptative, favorisant les champignons capables de s'intégrer harmonieusement dans les tissus de la plante tout en contribuant à sa résilience écologique et fonctionnelle.

3.5 Analyse en composantes principales de comparaison entre les champignons épiphytes et endophytes

Une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée afin de comparer la composition fongique des deux niches écologiques distinctes que sont les champignons épiphytes et endophytes isolés des feuilles de *P. oceanica*. La matrice de corrélations n'est pas présentée ici, car elle ne révèle aucune interaction significative entre les différentes espèces fongiques.

Les deux premiers axes factoriels (F1 et F2) expliquent ensemble 34% de l'inertie totale, répartis comme suit : axe F1 explique 21% de l'inertie totale et l'axe F2 représente 14% de la variance totale (Figure 35).

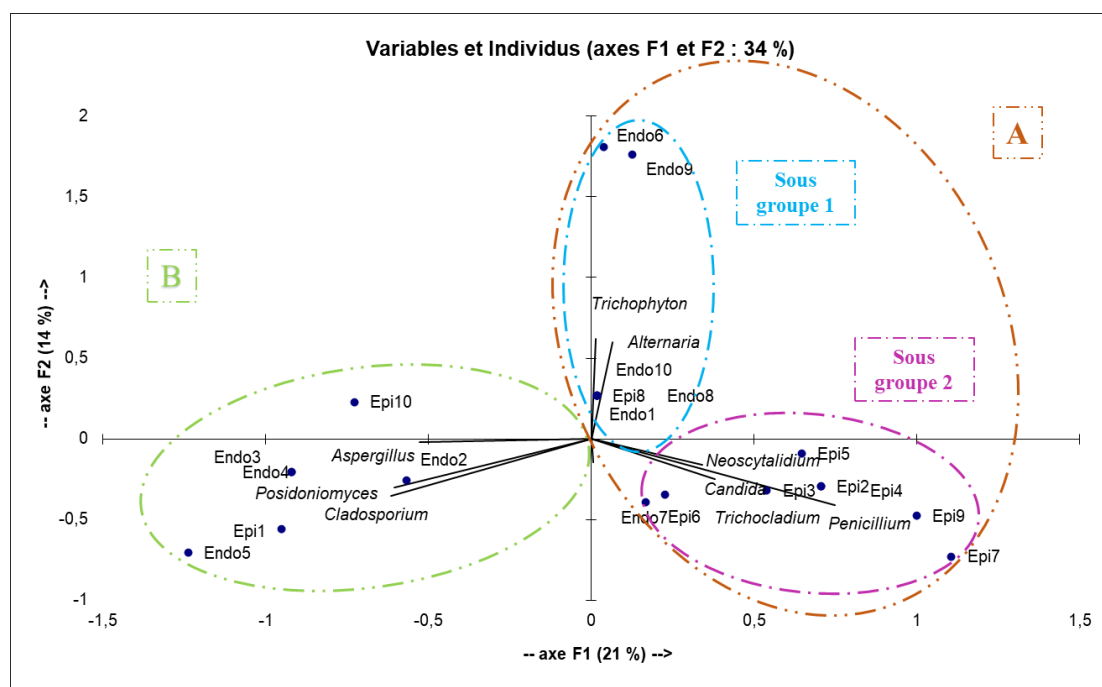


Figure 35. Analyse en composantes principales de comparaison entre les champignons épiphytes et endophytes de Béni Ksila.

Cette inertie, bien que modérée, permet d'explorer les principales tendances de différenciation entre les groupes fongiques épiphytes et endophytes.

L'analyse en composantes principales (ACP) effectuée sur les données issues des champignons épiphytes et endophytes isolés des feuilles de *P. oceanica* met en évidence une structuration nette selon l'axe F1, qui distingue deux groupes fonctionnels. Le groupe A, regroupe les genres *Alternaria*, *Penicillium*, *Neoscytalidium*, *Trichocladium* et *Candida*, fortement associés aux échantillons épiphytes (Epi2, Epi3, Epi4, Epi5, Epi7, Epi8, Epi9) et les genres *Alternaria* et *Trichophyton* associés aux échantillons endophytes (Endo1, Endo8, Endo10). Ces champignons, localisés sur la surface externe des feuilles, présentent une tolérance élevée aux conditions abiotiques comme la salinité, la lumière et l'humidité fluctuante, ce qui reflète leur rôle écologique en tant qu'épiphytes (Spicer & Woods, 2022). En revanche, le groupe B comprend les genres *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Posidoniomyces*, principalement associés aux échantillons endophytes (Endo2, Endo3, Endo4, Endo5) et aussi les genres *Aspergillus* et *Cladosporium* associés aux échantillons épiphytes (Epi1 et Epi10). Ces champignons endophytes colonisent les tissus internes de la plante, où ils établissent des relations symbiotiques plus stables, souvent bénéfiques pour la croissance, la résistance au stress et la défense contre les agents pathogènes (Arnold *et al.*, 2003 ; Jia *et al.*, 2016). Le genre *Posidoniomyces* est d'ailleurs considéré comme un endophyte spécifique de la posidonie, ce qui souligne une possible coévolution (Vohník *et al.*, 2016). Cette partition écologique entre les champignons épiphytes et endophytes illustre les différences structurelles et fonctionnelles de ces deux niches : les épiphytes vivent à la surface des feuilles et influencent la diversité microbienne externe, tandis que les endophytes résident à l'intérieur des tissus végétaux, jouant un rôle direct dans la physiologie de l'hôte (Lindow & Brandl, 2003). Certains genres, comme *Trichophyton* ou *Alternaria*, occupent des positions marginales sur le plan factoriel, suggérant

des profils plus mixtes ou spécifiques à d'autres gradients écologiques (axe F2). Ainsi, l'ACP révèle non seulement la diversité des cortèges fongiques, mais aussi leur spécialisation adaptative en lien avec leur niche d'isolement, renforçant le concept d'holobionte où chaque compartiment de la plante (surface ou intérieur) héberge un microbiote spécifique, mais complémentaire (Rosenberg & Zilber-Rosenberg, 2016).

Les résultats de l'analyse en composantes principales des champignons associés à la phyllosphère de *P. oceanica* révèlent une forte similitude entre les communautés fongiques épiphytes (externes) et endophytes (internes). Cette convergence pourrait s'expliquer par les interactions étroites qui existent entre ces deux types de champignons (Ouzid, 2018). Certaines études suggèrent également un chevauchement entre les communautés fongiques épiphytes et endophytes (Kembel & Mueller, 2014). Toutefois, malgré la présence de certains genres communs, des différences notables subsistent dans leur composition respective. En effet, bien que ces populations coexistent à proximité, elles présentent des profils distincts (Kharwar *et al.*, 2010).

Les mécanismes par lesquels les plantes contrôlent l'entrée des champignons endophytes dans les feuilles demeurent encore mal compris, de même que l'influence potentielle des champignons épiphytes sur ce processus (Lebron *et al.*, 2001). Des recherches ont montré que l'identité de la plante hôte influe significativement sur la richesse des champignons endophytes, sans affecter celle des épiphytes. Cela s'explique par les différences environnementales auxquelles sont exposés ces deux groupes : les endophytes, présents à l'intérieur des tissus foliaires, sont soumis à une sélection par la plante en fonction des caractéristiques physiques des feuilles, tandis que les épiphytes, vivant à la surface, doivent s'adapter à des conditions abiotiques plus variables et extrêmes. Ces divergences dans leur mode de vie influencent ainsi leur diversité, leur abondance et leur composition (Yao *et al.*, 2019).

3.6 Analyse en composantes principales de comparaison entre les mycoépiphytes et endophytes de la région de Béni Ksila 2024 vs 2025.

Une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée afin de comparer les communautés fongiques épiphytes et endophytes associées aux feuilles de *P. oceanica* prélevées à Béni Ksila en 2024 et 2025. Cette ACP permet de visualiser la structuration des genres fongiques selon leur niche écologique (surface vs tissu interne).

Le plan factoriel formé par les axes F1 et F2 restitue 83% de l'inertie totale, répartie entre 48% pour l'axe F1 et 35% pour l'axe F2, ce qui traduit une excellente qualité de représentation des données (Figure 36).

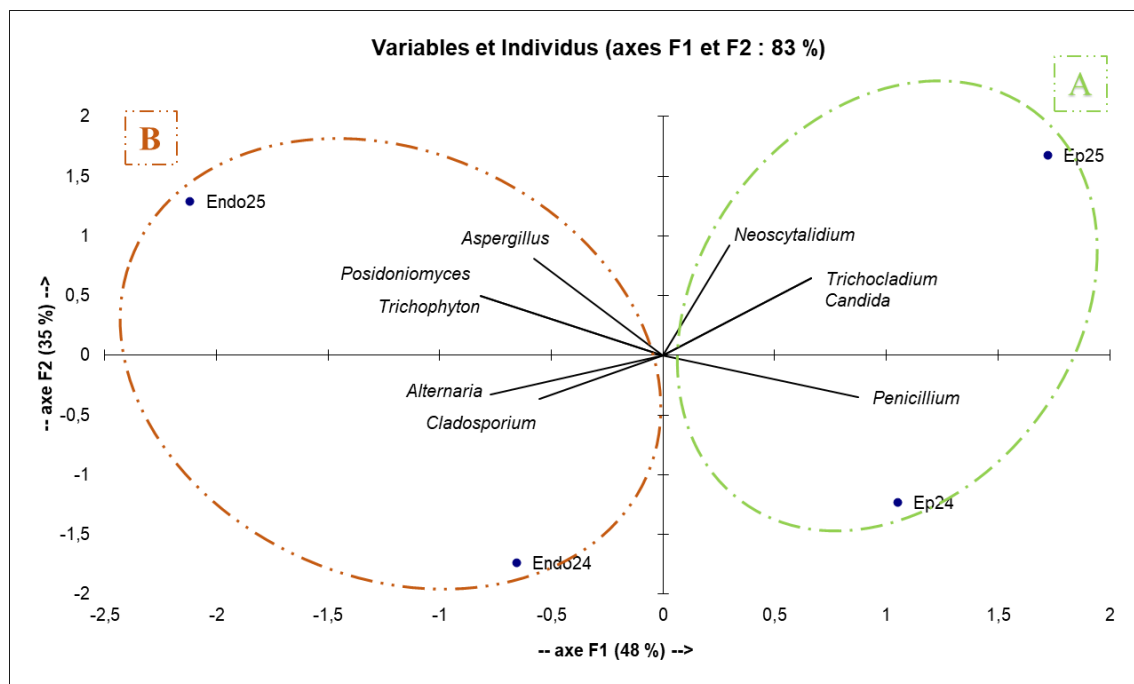


Figure 36. ACP de comparaison 2024 vs 2025 entre le microbiome épiphyte et endophyte de la posidonie de la région de Béni Ksila.

L'analyse en composantes principales révèle une structuration très claire des données fongiques selon deux groupes bien distincts.

Le groupe A (épiphytes – Epi 24, Epi 25, à droite de l'axe F1) qui renferme les genres *Penicillium*, *Neoscytalidium*, *Trichocladium* et *Candida*, fortement associés aux échantillons épiphytes des feuilles de *P. oceanica* en 2024 et 2025 ; en 2024, *Penicillium* dominait avec 87,33% d'abondance, mais sa fréquence a chuté en 2025 à 60,65%, indiquant une dynamique temporelle significative influencée par les saisons (printemps 2024 vs hiver 2025). Cette baisse a été compensée par l'apparition de nouveaux genres épiphytes en 2025, absents l'année précédente, comme *Neoscytalidium* (6,11%), *Trichocladium* (4,44%) et *Candida* (3,7%), traduisant un enrichissement de la diversité fongique en lien avec des conditions environnementales hivernales. Ces genres épiphytes sont typiquement adaptés à la colonisation de surfaces exposées, tolérant des conditions marines variées comme la salinité, l'humidité variable ou la lumière directe (Gomes *et al.*, 2018), ce qui explique leur localisation sur l'axe F1 dans le quadrant épiphyte.

Les corrélations de Pearson confirment ces associations : *Neoscytalidium* est fortement corrélé à *Trichocladium* et *Candida* ($r = 0,89$), tandis que *Penicillium* montre des corrélations positives avec *Trichocladium* et *Candida* ($r = 0,23$), et une corrélation négative marquée avec *Posidoniomyces* et *Trichophyton* ($r = -0,79$), renforçant la séparation entre épiphytes et endophytes.

Le groupe B (endophytes – Endo24, Endo25, à gauche de l'axe F1) qui renferme les genres *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Alternaria*, *Trichophyton* et *Posidoniomyces*, fortement associés aux champignons endophytes. En 2024, le genre dominant était *Penicillium* (38,88%), mais il a chuté à 11,43% en 2025. En parallèle, les genres *Aspergillus*, *Cladosporium* et surtout

Posidoniomyces (19,04%) sont devenus prévalents. Ces genres sont connus pour leur activité endophyte et leur capacité à former des symbioses bénéfiques, contribuant à la tolérance au stress, à la croissance végétale et à la défense contre les pathogènes (Arnold *et al.*, 2003 ; Rodriguez *et al.*, 2009 ; Jia *et al.*, 2016).

L'analyse de la matrice de Pearson montre que *Aspergillus* est fortement corrélé à *Posidoniomyces* et *Trichophyton* ($r = 0,91$), et que *Cladosporium* l'est à *Alternaria* ($r = 0,96$), soulignant la cohérence fonctionnelle et écologique de ce groupe endophyte. À l'inverse, *Penicillium* est fortement négativement corrélé à *Aspergillus* ($r = -0,75$) et à *Cladosporium* ($r = -0,61$), confirmant la différenciation nette entre ces deux compartiments microbiens.

Les communautés épiphytes présentent une plus grande diversité et une structure différente au printemps 2024 par rapport à l'hiver 2025. Cette variation peut être attribuée à des conditions environnementales plus favorables au printemps, telles qu'une température plus élevée, une plus grande luminosité et une augmentation de la matière organique disponible. En hiver, les communautés épiphytes semblent plus restreintes, dominées par des taxons mieux adaptés aux conditions abiotiques plus rigoureuses (Rodriguez *et al.*, 2009 ; Hardoim *et al.*, 2015). En revanche, les champignons endophytes, les différences saisonnières sont moins prononcées. La composition des communautés reste relativement stable entre les deux saisons, ce qui suggère que leur localisation interne les protège des fluctuations immédiates du milieu marin. Cependant, de légères variations sont observées, traduisant possiblement des ajustements physiologiques de la plante hôte selon la saison (Vohník *et al.*, 2016).

Cette différenciation se reflète également dans la composition taxonomique et fonctionnelle des communautés fongiques. Par exemple, les épiphytes incluent fréquemment des genres saprophytes capables de décomposer la matière organique présente à la surface des feuilles, tandis que les endophytes sont plus souvent associés à des fonctions de protection de la plante hôte contre les stress biotiques (compétition microbienne, pathogènes) ou abiotiques (dessiccation, UV) (Arnold *et al.*, 2003 ; Hardoim *et al.*, 2015).

En outre, une dynamique saisonnière distincte a été observée entre ces deux groupes. À la station de Beni Ksila, les conditions environnementales varient selon les saisons, notamment en ce qui concerne la température de l'eau, qui était de 16,6 °C en hiver 2025 et de 17,6 °C au printemps 2024. Ces différences, bien que relativement modérées, influencent différemment la structure des communautés fongiques épiphytes et endophytes, en interaction avec d'autres facteurs saisonniers tels que la photopériode et la disponibilité des nutriments. Yao *et al.* (2019) ont montré que les communautés épiphytes présentent des variations saisonnières plus prononcées, en raison de leur exposition directe, alors que les endophytes tendent à être plus stables dans le temps, reflétant une adaptation aux tissus internes et aux rythmes physiologiques de l'hôte.

Cette différenciation fonctionnelle et écologique entre épiphytes et endophytes souligne l'importance d'étudier ces deux compartiments de manière distincte mais complémentaire afin de mieux comprendre leur rôle dans l'écosystème de l'herbier à *Posidonia oceanica* et leur contribution à la résilience de cette plante marine emblématique face aux changements environnementaux.

Cette ACP illustre la spécialisation écologique du microbiote fongique de *Posidonia oceanica* selon deux niches distinctes en fonction des années d'échantillonnage selon les saisons :

- une niche épiphyte, dominée par *Penicillium* et d'autres genres adaptés aux surfaces foliaires, influencée par les facteurs abiotiques saisonniers ;
- une niche endophyte, composée de genres comme *Posidoniomyces* ou *Cladosporium*, qui entretiennent des relations plus stables et symbiotiques avec la plante hôte.

Cela soutient le concept de l'holobionte marin, où chaque compartiment de l'organisme végétal héberge un microbiote fonctionnellement spécifique et écologiquement structuré (Vandenkoornhuyse *et al.*, 2015 ; Rosenberg & Zilber-Rosenberg, 2016).

Conclusion

Les relations entre les communautés fongiques, qu'elles soient épiphytes ou endophytes, et leurs plantes hôtes sont essentielles à la compréhension des dynamiques de la biodiversité et du fonctionnement des écosystèmes marins. C'est dans ce contexte que notre étude a été menée, dans le cadre des activités de recherche du laboratoire « Ressources Naturelles » de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou. Elle a consisté en un inventaire et une analyse de la diversité des champignons présents sur les feuilles de *P. oceanica* dans la région de Béni Ksila, située dans la wilaya de Béjaïa. En réponse à l'intérêt scientifique grandissant pour les champignons côtiers, cette recherche a apporté de nouvelles données sur ces microorganismes encore peu étudiés, mais dont le rôle écologique s'avère crucial dans les environnements marins.

En février 2025, dix prélèvements de feuilles de *P. oceanica* ont été réalisés dans une zone côtière, précisément dans la région de Béni Ksila, au niveau de la plage de Cap Segli. Après avoir été stérilisées, les feuilles ont été mises en culture sur un milieu Potato Dextrose Agar (PDA) afin de permettre l'isolement des champignons. L'observation macroscopique et microscopique des colonies fongiques ainsi obtenues a révélé une diversité notable de champignons, tant épiphytes qu'endophytes, mettant en évidence la richesse mycologique associée à *P. oceanica* dans cet environnement côtier. L'observation macroscopique et microscopique des colonies fongiques ainsi obtenues a révélé une diversité notable de champignons, tant épiphytes qu'endophytes, mettant en évidence la richesse mycologique associée à *P. oceanica* dans cet environnement côtier.

Au total, sept genres fongiques épiphytes ont été identifiés sur les feuilles de *P. oceanica* : *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Trichocladium* et *Candida*. De même, l'analyse des champignons endophytes a permis de recenser sept genres : *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Posidoniomyces* et *Trichophyton*. Ces résultats témoignent d'une richesse fongique partagée entre les deux communautés, avec certains genres communs et d'autres spécifiques. L'analyse statistique par ANOVA a révélé que seul le genre *Neoscytalidium* présentait une différence significative de répartition entre les prélèvements et cela aussi bien pour les communautés épiphytes qu'endophytes.

L'analyse des corrélations a révélé des interactions notables entre certains genres de champignons épiphytes et endophytes. Parmi les champignons épiphytes, deux relations significatives négatives ont été observées : l'une entre le genre *Penicillium* et *Aspergillus*, et l'autre entre *Penicillium* et *Cladosporium*. En ce qui concerne les champignons endophytes, deux interactions significatives positives ont également été détectées. Elles impliquent le genre *Cladosporium* et *Aspergillus* et l'autre entre *Cladosporium* et *Posidoniomyces*. Ces résultats témoignent de l'existence de relations écologiques complexes entre les différents genres fongiques associés aux feuilles de *P. oceanica*. Ces corrélations suggèrent des interactions potentielles, possiblement de nature antagoniste, mettant en évidence un comportement compétitif du genre *Penicillium* vis-à-vis des autres genres fongiques.

L'analyse en composantes principales (ACP) des champignons épiphytes et endophytes de *P. oceanica* révèle, dans les deux cas des dynamiques écologiques différenciées. Chez les épiphytes, deux groupes s'individualisent : le groupe (A) est dominé par *Penicillium* ainsi que par d'autres genres associés, reflétant un microenvironnement foliaire particulièrement

favorable à leur développement. Le groupe (B) composé de *Cladosporium*, *Neoscytalidium* et *Aspergillus*, témoigne d'une occupation de niches écologiques différentes, probablement influencée par des variations locales des conditions abiotiques et biotiques au sein de la phyllosphère. Quant aux endophytes, l'ACP distingue également deux groupes : le groupe (A) marqué par la coabondance des genres *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Posidonomyces* et suggère une colonisation synergique des tissus internes de la plante. Le groupe (B) dominé par *Trichophyton* et *Alternaria*, présente une composition fongique distincte, potentiellement liée à des facteurs environnementaux spécifiques ou à la physiologie des feuilles hôtes.

En comparaison avec les travaux de Benameur & Messaoui (2024) menées au niveau du même site, nous avons pu mettre en évidence une variabilité saisonnière des communautés fongiques épiphytes et endophytes associées à *P. oceanica*. Cette variation de la composition fongique semble étroitement liée aux conditions environnementales locales, notamment aux fluctuations saisonnières de facteurs tels que la température, la salinité ou la disponibilité en nutriments. Certains genres fongiques apparaissent ainsi comme spécifiques à une période donnée, soulignant l'influence déterminante du facteur saison sur la structuration des communautés fongiques.

Cette étude apporte un éclairage nouveau sur la diversité des communautés fongiques épiphytes et endophytes associées à *P. oceanica*, et ouvre des perspectives prometteuses pour de futures recherches portant sur leurs interactions complexes avec cet hôte marin. Parmi les pistes à explorer, nous pouvons proposer de :

- poursuivre l'identification de champignons épiphytes et endophytes associés à *P. oceanica* en élargissant les campagnes d'échantillonnage à différentes régions géographiques et périodes de l'année, dans le but d'établir une vision globale et représentative de son cortège fongique ;
- mettre en place des suivis à long terme qui permettrait d'observer la variabilité saisonnière et interannuelle des communautés fongiques et de mieux comprendre leur résilience face aux perturbations environnementales (pollution, réchauffement, acidification, etc...) ;
- de faire des expérimentations contrôlées qui permettraient d'isoler certains champignons, d'évaluer leur impact direct sur la croissance, la santé ou la résistance de *P. oceanica* et d'étudier les mécanismes d'interaction (symbiose, compétition, antagonisme, etc...) ;
- certaines souches endophytes ou épiphytes pourraient être étudiées pour leur potentiel biotechnologique (production de métabolites bioactifs, enzymes marines, etc...), ou leur utilisation en biocontrôle, notamment contre les pathogènes marins ou les stress abiotiques.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Abadie, A. (2019, septembre 23).** Les prairies de posidonies. Sea(e)scape. <https://seaescape.fr/blog/2019/09/23/les-prairies-de-posidonies/>.
2. **Abadie, A., Pace, M., Gobert, S., Borg, J.A. (2018).** Seascape ecology in *Posidonia oceanica* seagrass meadows: Linking structure and ecological processes for management. *Ecol. Indic.* 87, 1–13. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.12.029>.
3. **Agrios, G. (2005).** Plant pathology fifth edition. Ed Elsevier Academia Press. San Diego Calif. USA.
4. **Alcoverro, T., Manzanera, M., & Romero, J. (2018).** Effects of light availability on the growth and physiology of *Posidonia oceanica* seedlings. *Marine Ecology Progress Series*, 587, 57-68. <https://doi.org/10.3354/meps12421>.
5. **Aleynova, O. A., & Kiselev, K. V. (2023).** Diversity and functional roles of plant endophytic microorganisms. *Plants*, 12(3), 651. <https://doi.org/10.3390/plants12030651>.
6. **Aloisi J.C., Monaco A., Thommeret J., Thommeret Y. (1978).** The Holocene transgression in the Golf du Lion, southerne France: paleogeographic and paleobotanic evolution. *Géographie Physique et Quaternaire*, 32 (2) : 145-162.
7. **Alva P., McKenzie EHC., Pointing SB., Pena-Muralla R., Hyde KD. (2002).** Do sea grasses harbour endophytes? *Fungal Diversity Research Series*. 7 : 167-178.
8. **Amend, A., Burgaud, G., Cunliffe, M., Edgcomb, V. P., Ettinger, C. L., Gutiérrez, M. H., Heitman, J., Hom, E. F. Y., Ianiri, G., Jones, A. C., Kagami, M., Picard, K. T., Quandt, C. A., Raghukumar, S., Riquelme, M., Stajich, J., Vargas-Muñiz, J., Walker, A. K., Yarden, O., & Gladfelter, A. S. (2019).** Fungi in the Marine Environment : Open Questions and Unsolved Problems. *mBio*. <https://doi.org/10.1128/mBio.01189-18>.
9. **Anand, U., Pal, T., Yadav, N., Singh, V. K., Tripathi, V., Choudhary, K. K., Shukla, A. K., Sunita, K., Kumar, A., Bontempi, E., Ma, Y., Kolton, M., & Singh, A. K. (2023).** Current Scenario and Future Prospects of Endophytic Microbes: Promising Candidates for Abiotic and Biotic Stress Management for Agricultural and Environmental Sustainability. *Microbial Ecology*, 86(3), 1455-1486. <https://doi.org/10.1007/s00248-023-02190-1>.
10. **Anonyme. (2000).** La mer Méditerranée. Document extrait du cédérom « les géonautes enquêtent sur les océans ». OCA/CNES 2000.
11. **Ariyawansa, H.A., Hyde, K.D., Jayasiri, S.C., Buyck, B. (2015).** Fungal Diversity Notes. <https://link-springer-com.snd11.arn.dz/article/10.1007/s13225-021-00489-3>.
12. **Arnaud-Haond S., Duarte C. M., Diaz-Almela E., Marbà N., Sintes T. & Serrao E. A. (2012).** Implications of Extreme Life Span in Clonal Organisms: Millenary Clones in Meadows of the Threatened Seagrass *Posidonia oceanica*. *PLoS ONE* 7(2) : e30454. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0030454>.
13. **Arnold, A. (2007).** Understanding the diversity of foliar endophytic fungi : Progress, challenges, and frontiers. *Fungal* <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2007.05.003>.

14. **Arnold, A. E., & Herre, E. A. (2003).** Canopy cover and leaf age affect colonization by tropical fungal endophytes: Ecological pattern and process in *Theobroma cacao* (Malvaceae). *Mycologia*, <https://doi.org/10.1080/15572536.2004.11833083>.
15. **Augier H. (1985).** L'herbier à *Posidonia oceanica*, son importance pour le littoral méditerranéen, sa valeur comme indicateur biologique de l'état de santé de la mer, son utilisation dans la surveillance du milieu, les bilans écologiques et les études d'impact. *Vie marine*, 7 : 85-113.
16. **Augier, H., Blanc, M., & de Luze, A. (2020).** Effects of temperature on the growth of *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Aquatic Botany*, 8(2), 181-186. [https://doi.org/10.1016/03043770\(80\)90040-4](https://doi.org/10.1016/03043770(80)90040-4).
17. **Balata, D., Bertocci, I., Piazzini, L., & Nesti, U. (2015).** Patterns of spatial variability of seagrass epiphytes in the north-west Mediterranean Sea. *Marine Ecology Progress Series*, 540, 1-12. <https://doi.org/10.3354/meps11535>.
18. **Bay D. (1978).** Etude in situ de la production primaire d'un herbier de *Posidonia oceanica* (L) Delile de la baie de Calvi, Corse. *Prog. Rap. Stn. Océanog. Stareso. Univ. Liège, Belge.*, p 251.
19. **Behance. (2017 février 17).** Poster : *Posidonie oceanica*-Sofiya VOZNAYA. Behance. <https://www.behance.net/gallery/48915011/Poster-Posidonia-Oceanica>.
20. **Ben Alaya H. (1972).** Répartition et conditions d'installation de *Posidonia oceanica* (L) Delile et *Cymodocea nodosa* Ascherson dans le golfe de Tunis. *Bull. Inst. Océanogr. Pêche Salammbô*, 2(3) : 331-416.
21. **Benamer, T., Messaoui, S. (2024).** Contribution à l'étude de la diversité des champignons épiphytes et endophytes des feuilles de *Posidonia oceanica* de la région de Beni Ksila, wilaya de Béjaïa, Algérie. (Mémoire de Master 2, Université de Tizi Ouzou).
22. **Bensch, K., Braun, U., Groenewald, J. Z., & Crous, P. W. (2012).** The genus *Cladosporium*. *Studies in Mycology*, 72(1), 1-401. <https://doi.org/10.3114/sim0003>.
23. **Bermejo, R., Vergara, J. J., & Pérez-Lloréns, J. L. (2021).** Phenological patterns of the seagrass *Posidonia oceanica* in relation to depth and water temperature. *Aquatic Botany*, 170, 103336. <https://doi.org/10.1016/j.aquabot.2020.103336>.
24. **Billard, E. (2021, aout 2).** New Tree of Life : Comment les données moléculaires ont bouleversé la construction de l'arbre du vivant. *Papier-Maché*. <https://papiermachesciences.org/2021/08/02/new0tree-of-life-comment-les-donnees-moleculaires-ont-bouleverse-la-construction-de-larbre-du-vivant/>.
25. **Blaalid, R., & Khomich, M. (2021).** Current knowledge of Chytridiomycota diversity in Northern Europe and future research needs. *Fungal Biology Reviews*, 36, 42-51.
26. **Blanc J.J. (1958).** Recherche de sédimentologie littorale et sous-marine en Provence occidentale. Thèse. Fac. Sci. Univ. Paris. Mason édit., Paris : 1-140.
27. **Bland, J., Gribble, L.A., Hamel, M.C., Wright, J.B., Moormann, G., Bachand, M., Wright, G., Bachand, G.D. (2020).** Evaluating changes in growth and pigmentation of

- Cladosporium cladosporioides* and *Paecilomyces variotii* in response to gamma and ultraviolet irradiation. Sci. Rep. 12, 12142. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-16063-z>.
- 28. Borovec O. & Vohník M. (2018).** Ontogenetic transition from specialized root hairs to specific root-fungus symbiosis in the dominant Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*. Scientific Report, 8 : 10773. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-28989-4>.
- 29. Borovec, O., & Vohník, M. (2018).** Diversity of root-associated fungi of the seagrass *Posidonia oceanica* in the NW Mediterranean Sea. Fungal Ecology, 35, 79-86.
- 30. Botton, B., et al., (1999).** Mesophilic filamentous fungi: Growth characteristics and temperature range.
- 31. Bouchet, P. Guignard, J.-L. Pouchus, Y.-F. (2005).** Les champignons : mycologie fondamentale et appliquée, 2^{ème} édition, Masson. 191p.
- 32. Boudouresque C. & Jeudy de Grissac A. (1983).** L'herbier à *Posidonia oceanica* en Méditerranée : les interactions entre la plante et le sédiment = *Posidonia oceanica* seabed in Mediterranean Sea ; interactions between plant and sediments. J. Rech. Oceanographic 8, 99-122.
- 33. Boudouresque C.F., Bernard G., Bonhomme P., Charbonnel E., Diviacco G., Meinesz A., Pergent G., Pergent-Martini C., Ruitton S. & Tunesi L. (2012).** Protection and conservation of *Posidonia oceanica* meadows. RAMOGE and RAC/SPA.
- 34. Boudouresque C.F., Bernard G., Bonhomme P., Charbonnel E., Diviacco G., Meinesz A., Pergent G., Pergent-Martini C., Ruitton S., et Tunesi L. (2006).** Préservation et conservation des herbiers à *Posidonia oceanica*. RAMOGE. 1-202.
- 35. Boudouresque C.F., Gravez V., Meinesz A., Molenaar H., Pergent G., Vitiello P. (1994).** L'herbier à *Posidonia oceanica* en Méditerranée : protection légale et gestion, Actes Colloque "Pour qui la Méditerranée au 21^o siècle ? Villes des rivages et environnement littoral en Méditerranée", Montpellier, Fr., pp. 209-220.
- 36. Boudouresque C.F., Thommeret J., Thommeret Y. (1980d).** Sur la découverte d'un bioconcrétionnement fossile intercallé dans l'herbier à *Posidonia oceanica* de la baie de Calvi (Corse). Journées Etude Systém. Biogéogr. médit., CIESM publ. : 139-142.
- 37. Boudouresque, C. F., & Meinesz, A. (2015).** Recherches sur les herbiers de Posidonie. In J. M. Pergent-Martini, C. F. Boudouresque, & M. Boudouresque (Eds.), Récents progrès en étude des herbiers de Posidonie de Méditerranée (pp. 1-6). GIS Posidonie Publications.
- 38. Boudouresque, C. F., & Meinesz, A. (2019).** Ecological implications of salinity changes on *Posidonia oceanica* meadows. Journal 4567890. <https://doi.org/10.1155/2019/4567890>.
- 39. Boudouresque, C. F., Bernard, G., Pergent, G., Shili, A., & Verlaque, M. (2024).** Large scale re-implantation efforts for *Posidonia oceanica* restoration in the Ligurian Sea: Progress and challenges. Diversity, 16(4), 226. <https://doi.org/10.3390/d16040226>.
- 40. Boudouresque, C. F., Bernard, G., Pergent, G., Shili, A., Verlaque, M., & Djellouli, A. S. (2009).** Regression of Mediterranean seagrasses caused by natural processes and anthropogenic disturbances and stress: A critical review. Botanica Marina, 52(5), 395-418.

- 41. Boudouresque, C. F., Meinesz, A. (1982).** Hydrodynamisme et vitesse de croissance de la matre foliaire de *Posidonia oceanica* (L.) Delile en Méditerranée nord-occidentale. In International Workshop on *Posidonia Beds*, 1, 107-114.
- 42. Boudouresque, C. F., Pergent, G., Pergent-Martini, C., & Ruitton, S. (2024).** Recent mass flowering events of *Posidonia oceanica* in the Mediterranean Sea: Trends and implications. *Marine Ecology Progress Series*, 705, 29-40.
- 43. Bouguessir, R. (2022).** Approche de la diversité des champignons épiphytes de la posidonie *Posidonia oceanica* de la région de Tizirt (Wilaya de TiziOuzou) (Mémoire de Master 2, Université d'Alger 1).
- 44. Bouzid N. (2015).** Les champignons et Pseudo-champignons pathogènes des plantes cultivées. Livre, 199 p.
- 45. Buia M.C. & Mazzella L. (1991).** Reproduction phonology of the mediterranean seagrasses *Posidonia oceanica* (L) Delile, *Cymodocea nodosa* (Ucria) Aschers and *Zostera noltti* Hornem. *Aquatic Botany*, 40 : 343-362.
- 46. Burgaud, G., Edgcomb, V., Hassett, B., Kumar, A., Li, W., Mara, P., Peng, X. (Nick), Philippe, A., Phule, P., Prado, S., Quéméner, M., & Roullier, C. (2022).** Marine Fungi (p. 243-295). https://doi.org/10.1007/978-3-030-90383-1_5.
- 47. Bussotti, S., Di Carlo, G., Colantoni, P., & Lorenzoni, G. G. (2022).** Temporal variation in leaf epiphytic diatoms of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile: A two-year study. *Journal of Sea Research*, 187, 102561.
- 48. Carlile M.J., Watkinson S.C. (1994).** The Fungi. (Academic Press eds).
- 49. Carroll, G. (1988).** Fungal Endophytes in Stems and Leaves : From Latent Pathogen to Mutualistic Symbiont. *Ecology*, 69(1), 2-9. <https://doi.org/10.2307/1943154>.
- 50. Castegnaro M., P Fohl –L Eszkowiew A. (2002).** Les mycotoxines : contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine, dans la sécurité alimentaire du consommateur, Lavoisier, 478 p.
- 51. Celebi, F., Artuz, M. L., Bitis, L., Celebioglu, Y., & Yildiz, T. (2016).** Thermal tolerance of *Posidonia oceanica*: Understanding the role of extreme events. *Marine Biology*, 163(12), 250. <https://doi.org/10.1007/s00227-016-2981-7>.
- 52. Chabasse D., BouchraA J.P., Gentile L., Brun S., Cimon B., et Penn P. (2002).** Cahier de formation Biologie médicale, Les moisissures d'intérêt médical, France : Bioforma.
- 53. Chase, M. W., Christenhusz, M. J. M., Fay, M. F., Byng, J. W., Judd, W. S., Soltis, D. E., Mabberley, D. J., Sennikov, A. N., Soltis, P. S., & Stevens, P. F. (2016), (The Angiosperm Phylogeny Group).** An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181(1), 1-20. <https://doi.org/10.1111/boj.12385>.
- 54. Chasseur, C ; Norald, N. (2003).** Les champignons de l'habitat 1ère partie : introduction a la mycologie, risques pour la santé, EXPERTISES.P :3.4.7.8.

- 55. Chávez, R., Fierro, F., García-Rico, R. O., & Vaca, I. (2015).** Filamentous fungi from extreme environments as a promising source of novel bioactive secondary metabolites. *Frontiers in Microbiology*, 6. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.00903>.
- 56. Chefaoui, R. M., Duarte, C. M., & Serrão, E. A. (2017).** Palaeoclimatic conditions in the Mediterranean explain genetic diversity of *Posidonia oceanica* seagrass meadows. *Scientific Reports*, 7(1), 2732. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-03006-2>.
- 57. Chollet, M. L. (2014).** Identification des dermatophytes en culture sur la base de leurs critères macroscopiques et microscopiques. Mémoire de Maîtrise en médecine. Faculté de biologie et de médecine. Université de Lausanne Suisse. 30p.
- 58. Christian, N., Sedio, B. E., Florez-Buitrago, X., Ramírez-Camejo, L. A., Rojas, E. I., Mejía, L. C., Palmedo, S., Rose, A., Schroeder, J. W., & Herre, E. A. (2020).** Host affinity of endophytic fungi and the potential for reciprocal interactions involving host secondary chemistry. *American Journal of Botany*, 107(2), 219-228. <https://doi.org/10.1002/ajb2.1436>.
- 59. Cinelli F., Pardi G. and Papi I. (1995).** Plant biology. In: *La Posidonia oceanica*, a contribution to the preservation of a major Mediterranean marine ecosystem. In *Revista Marittima* : 21-24.
- 60. Cinelli, F., Fresi, E., Lorenzi, C., Mucedola, A. (1995).** *La Posidonia oceanica*. Un contributo per la salvaguardia del principale ecosistema marino del Mediterraneo. *Rivista Marittima* : 1-271p.
- 61. Coll, M., Piroddi, C., Albouy, C., Ben Rais Lasram, F., Cheung, W.W.L., Christensen, V., Karpouzi, V.S., Guilhaumon, F., Mouillot, D., Paleczny, M., Palomares, M.L., Steenbeek, J., Trujillo, P., Watson, R., Pauly, D. (2012).** The Mediterranean Sea under siege: Spatial overlap between marine biodiversity, cumulative threats and marine reserves. *Glob. Ecol. Biogeogr.* 21, 465–480. <https://doi.org/10.1111/j>.
- 62. Coll, M., Piroddi, C., Steenbeek, J., Kaschner, K., Ben Rais Lasram, F., Aguzzi, J., Ballesteros, E., Nike Bianchi, C., Corbera, J., Dailianis, T., Danovaro, R., Estrada, M., Frogli, C., S. Galil, B., M. Gasol, J., Gertwagen, R., Gil, J., Guilhaumon, F., Kesner-Reyes, K., Kitsos, M., Koukouras, A., Lampadariou, N., Laxamana, E., M. López-Fé de la Cuadra, C., K. Lotze, H., Martin, D., Mouillot, D., Oro, D., Raicevich S., Rius-Barile J., Saiz-Salinas J.I., San Vicente, C., Somot S., Templado, J., Turon, X., Vafidis, D., Villanueva, R., Voultsiadou, E. (2010).** The Biodiversity of the Mediterranean Sea: Estimates, Patterns, and Threats. *PLoS One*.5,11842.
- 63. Cook, K., Sharma, J., Taylor, A. D., Herriott, I., & Taylor, D. L. (2022).** Epiphytic fungal communities vary by substrate type and at submetre spatial scales. *Molecular Ecology*, 31(6), 1879-1891. <https://doi.org/10.1111/mec.16358>.
- 64. Cordier T. (2012).** Structure des assemblages fongiques de la phyllosphère des arbres forestiers et effet potentiel du changement climatique. Thèse de Doctorat. Ecole doctorale : Sciences et Environnements. Spécialité Ecologie évolutive, fonctionnelle et des communautés. Université Bordeaux 1. P : 3-16.
- 65. Corinaldesi, C., Bianchelli, S., Candela, M., Dell’Anno, A., Gambi, C., Rastelli, E., Varrella, S., & Danovaro, R. (2023).** Microbiome-assisted restoration of degraded marine

- habitats : A new nature-based solution? *Frontiers in Marine Science*, 10. <https://doi.org/10.3389/fmars.2023.1227560>.
66. **Criquets., Calvertv., (2008)**. IMEPUMRCNRS 6116. Planche Tp mycologie publié surin ternetle03/03/2008.
67. **Crouzet A. (1981)**. Mise en évidence de variations cycliques dans les écailles de *Posidonia oceanica* (Potamogetonaceae). *Trav. sci. Parc nation. Port-Cros, Fr.* 7 : 129-135.
68. **Crouzet A., Boudouresque C.F., Meinesz A., Pergent G. (1983)**. Evidence of the annual character of cyclic changes of *Posidonia oceanica* scale thickness (erect rhizomes). *Rapp. P.V. Réun. Commiss. internation. Explor. sci. Médit.* 28(3) : 113-114.
69. **Crozet A., Canard B. (2016)**. Les champignons endophytes : impact sur les écosystèmes et production de molécules d'intérêt thérapeutique, Mémoire de master en pharmacie, Université Grenoble Alpes, 104p.
70. **Cuomo V., Palomba I., Perretti A., Guerriero A., D'Ambrosio M., Pietra F. (1995)**. Antimicrobial activities from marine fungi. *Journal of Marine Biotechnology.* 2 : 199-204.
71. **Debeir, O., J. Allard, C. Decaestecker & J-P. Hermand. (2019)**. Characterization of *Posidonia oceanica* Seagrass Aerenchyma through Whole Slide Imaging: A Pilot Study. arXiv :1903.03044v2 [q-bio.TO].
72. **Decrouy, A. (2022)**. La reproduction des champignons. <https://www.projetecolo.com/la-reproduction-des-champignons> 489. La20% fission 20%binaire 20% ou 20%fission, une20%cellule 20%fille 20%exactement 20%identique.
73. **Demeester M.L, Mercier V. (2022)**. La mer Méditerranée ; Changement climatique et ressources durables. Presses universitaires d'Aix-Marseille, 218p.
74. **Derneži, D., & al. (2010)**. Profil d'écosystème Hotspot De La Biodiversité Du Bassin Méditerranéen.CEPPF.
75. **Després, J. (2012)**. L'univers des champignons. (Éd). Montréal. Introduction, 2,3p.
76. **Dong, C., Wang, L., Li, Q., Shang, Q. (2020)**. Epiphytic and Endophytic Fungal Communities of Tomato Plants. *Horticultural Plant Journal.* <https://doi.org/10.1016/j.hpj.2020.09.002>.
77. **Duarte, C. M. (2020)**. Global distribution and abundance of *Posidonia oceanica* meadows.*Science*, 367(6485), 1033-1034. <https://doi.org/10.1126/science.aaz3262>.
78. **Dufresne, P. (2021)**. Identification des champignons d'importance médicale. 64.
79. **Elkalay K., Frangoulis C., Skliris N., Goffart A., Gobert S., Lepoint G., Hecq J.H. (2003)**. A model of seasonal dynamics of biomass and production of the seagrass *Posidonia oceanica* in the Bay of Calvi (Northwestern Mediterranean). *Ecol. Model.* 167 : 1-18.
80. **Elkalay, K., Marbà, N., & Duarte, C. M. (2020)**. Responses of *Posidonia oceanica* to experimental warming in the context of increased frequency of heatwaves.*Marine Pollution Bulletin*, 154, 111045. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020.111045>.

- 81. Emlab. 2007.** Environmental Microbiology Laboratory, Inc. (Emlab): An index of some commonly encountered fungal genera.
- 82. Fernandez-Torquemad, J. B., & Sanchez-Lizaso, J. L. (2017).** Impact of salinity on the distribution and abundance of *Posidonia oceanica* on the Mediterranean coast. *Marine Ecology Progress Series*, 586, 75-88. <https://doi.org/10.3354/meps12345>.
- 83. Fonseca, M.S., & Cahalan, J. A (1992).** A preliminary evaluation of wave attenuation by four species of seagrass. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 35(6), 565-576. [https://doi.org/10.1016/S0272-7714\(05\)80039-3](https://doi.org/10.1016/S0272-7714(05)80039-3).
- 84. Fontana, D. C., de Paula, S., Torres, A. G., de Souza, V., Pascholati, S. F., Schmidt, D., & Dourado Neto, D. (2021).** Endophytic Fungi : Biological Control and Induced Resistance to Phytopathogens and Abiotic Stresses. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 10(5), 570. <https://doi.org/10.3390/pathogens10050570>.
- 85. Frisvad, J. C., Houbraken, J., Popma, S., Samson, R. A., & Filtenborg, O. (2019).** Important mycotoxins and the fungi which produce them. In *Encyclopedia of Food Microbiology* (pp. 394-404). Academic Press.
- 86. Gacia E., Duarte C.M. (2001).** Sediment retention by a Mediterranean *Posidonia oceanica* meadow : the balance between deposition and resuspension. *Est. Coast. Shelf Sci.* 52 : 505-514.
- 87. Garbaye J. (2014).** La symbiose mycorhizienne une association entre les plantes et les champignons, Quae, 2019p.
- 88. Garzoli, L., Gnani, G., Tamma, F., Tosi, S., Varese, G. C., & Picco, A. M. (2015).** Sink or swim : Updated knowledge on marine fungi associated with wood substrates in the Mediterranean Sea and hints about their potential to remediate hydrocarbons. *Progress in Oceanography*, 137, 140-148. <https://doi.org/10.1016/j.pocean.2015.05.028>.
- 89. Gaylord, B., Kroeker, K.J., Sunday, J.M., Anderson, K.M., Barry, J.P., Brown, N.E., Connell, S.D., Dupont, S., Fabricius, K.E., Hall-Spencer, J.M., Klingler, T., Milazzo, M., Munday, P.L., Russell, B.D., Sanford, E., Schreiber, S.J., Thiyagarajan, V., Vaughan, M.L.H., Widdicombe, S., Harley, C.D.G. (2015).** Ocean acidification through the lens of ecological theory. *Ecology* 96, 3–15. <https://doi.org/10.1890/14-0802.1>.
- 90. Gessner, M. O., Gulis, V., Kuehn, K. A., Chauvet, E., Dobson, M., Suberkropp, K., ... Weston, F. (2010).** Fungal decomposer communities in stream and river ecosystems: Known unknowns and unknown unknowns. In *Fungal Ecology* (pp. 307–327). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374185-1.00012-3>.
- 91. Ghasemnezhad, A., Frouzy, A., Ghorbanpour, M., & Sohrabi, O. (2021).** Microbial Endophytes: New Direction to Natural Sources. In D. K. Maheshwari & S. Dheeman (Éds), *Endophytes: Mineral Nutrient Management*, Volume 3 (p. 123-155). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-65447-4_6.
- 92. Ghoul, M., & Mitri, S. (2016).** The Ecology and Evolution of Microbial Competition. *Trends in Microbiology*, 24(10), 833-845. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2016.06.011>.

93. Giraud, G. (1979). La biologie de *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Téthys*, 9(4), 293-308.
94. Gobert S., Cambridge M. T., Velimirov B., Pergent G., Lepoint G., Bouquegneau J.-M., Dauby P., Pergent-Martini C. & Walker D. I. (2007). Biology of *Posidonia*. In: seagrasses: biology, ecology and conservation. Springer, Dordrecht, pp 387-408, https://doi.org/10.1007/978-1-4020-2983-7_17.
95. Gobert, S., Sartoretto, S., Lejeune, P., & Francour, P. (2022). Factors influencing flowering in *Posidonia oceanica*: Insights from recent mass flowering events. *Journal of Marine Science and Engineering*, 10(8), 983.
96. Gomes, T., Pereira, J. A., Benhadi, J., Lino-Neto, T., & Baptista, P. (2018). Endophytic and Epiphytic Phyllosphere Fungal Communities Are Shaped by Different Environmental Factors in a Mediterranean Ecosystem. *Microbial Ecology*, 76(3), 668-679. <https://doi.org/10.1007/s00248-018-1161-9>.
97. Gonçalves, M. F. M., Santos, L., Silva, B. M. V., Abreu, A. C., Vicente, T. F. L., Esteves, A. C., & Alves, A. (2019). Biodiversity of *Penicillium* species from marine environments in Portugal and description of *Penicillium lusitanum* sp. Nov., a novel species isolated from sea water. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 69(10), 3014-3021. <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.003535>.
98. Gonzalez-Correa, J. M., Bay, D., & Sanchez-Lizaso, J. L. (2022). Seedling recruitment and establishment in *Posidonia oceanica* : From seed release to early growth stages. *Marine Ecology Progress Series*, 685, 45-58. <https://doi.org/10.3354/meps13956>.
99. Grbić, M.L., Stupar, M., Unković, N., Vukojević, J., Stevanović, B et Grubišić, D. (2015). Diversity of microfungi associated with phyllosphere of endemic Serbian plant *Nepeta rtanjensis* Diklić & Milojević. *Brazilian Journal of Botany* ; 38(3), 597-603.
100. Guerrero-Meseguer L., Marín A. & Sanz-Lázaro C. (2020). Heat wave intensity can vary the cumulative effects of multiple environmental stressors on *Posidonia oceanica* seedlings. *Marine Environmental Research*, 159, 105001.
101. Guerrero-Meseguer L., Sanz-Lázaro C. & Marín A. (2018). Understanding the sexual recruitment of one of the oldest and largest organisms on Earth, the seagrass *Posidonia oceanica*. *PLoS One* 13, e0207345. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0207345>.
102. Guidetti, P., & Bussotti, S. (2016). Changes in Mediterranean rocky-reef fish assemblages exposed to pressures linked to human activities: A 30-year study. *Frontiers in Marine Science*, 3-32. <https://doi.org/10.3389/fmars.2016.00032>.
103. Hawksworth, D. L., & Lücking, R. (2017). Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. *Microbiology spectrum*, 5(4), 5.4. 10.
104. Heck, J.R., Valentine, K.J., Spitzer, P.M. (2003). Plant-animal interaction in seagrass dominated ecosystems: A review and a prospectus. *Gulf of Mexico Science*, 22 (1): 112. <https://doi.uliege.be/bitstream/2268/5479/1/m%C3%A9moireavcbiblio.pdf>.
105. Helander M. L., Sieber T. N., Petrini O., Neuvonen S. (1994). *Revue canadienne de botanique*, 72(8) : 1108-1113, doi.org/10.1139/b94-135.

- 106. Hemminga MA, Duarte CM. (2000).** Seagrass ecology. Cambridge University Press.
- Invers O, Kraemer GP, Pérez M, Romero J (2004). Effects of nitrogen addition on nitrogen metabolism and carbon reserves in the temperate seagrass *P. oceanica*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 303 : 97-298.
- 107. Hibbett, D.S., Binder, M., Bischoff, j. F., Blackwell, M., Cannon, P. F., Eriksson, O.E., Huhndorf, S., James, T., Kirk, P. M., Lücking, R., Thorsten Lumbsch, H., Lutzoni, F., Matheny, P. B., McLaughlin, D. J., Powell, M. J., Redhead, S., Schoch, C. L., Spatafora, J. W., Stalpers, J. A., ... Zhang, N. (2007).** A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research*, 111(5), 509-547. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2007.03.004>.
- 108. Ho, PL et KY Yuen. (2000).** Aspergillose chez les receveurs de greffe de moelle osseuse. *Crit Rev Oncol Hematol*. 34:55-69.
- 109. Hofrichter., (2001).** Figure 4 : Various sessile animals are common Epiphytes of *Posidonia oceanica*. https://www.researchgate.net/figure/arious-sessile-animals-are-common-Epiphytes-of-Posidonia_fig2_333748833.
- 110. Holmer, M., Kendrick, G. A., Marbà, N., Krause-Jensen, D., & Olesen, B. (2018).** Ecosystem services provided by eelgrass (*Zostera marina*). In A. W. D. Larkum, G. A. Kendrick, & P. J. Ralph (Eds.), *Seagrasses of Australia*. Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-71354-0_19.
- 111. Hongsanan, S., Tian, Q., Peršoh, D., Zeng, X.Y. (2015).** Fungal Diversity. https://www.researchgate.net/publication/318598312_The_evolution_of_fungal_epiphyte.
- 112. Horst, R. K. (2013).** Westcott's plant disease handbook: Springer Science & Business Media.
- 113. Houbraken, J., Samson, R. A., & Frisvad, J. C. (2021).** Introduction to food- and airborne fungi (3rd ed.). Centraalbureau voor Schimmelcultures.
- 114. Hubka, V., Kolarik, M., Kubatova, A., & Peterson, S. W. (2016).** Taxonomic revision of Eurotium and transfer of species to Aspergillus. *Mycologia*, 108(5), 994-1007. <https://doi.org/10.3852/16-005>.
- 115. Hyde K.D., Jones E.B.G., Leañó E., Pointing S.B., Vrijmoed L.L.P. (1998).** Role of fungi in marine ecosystems, *Biodiversity and Conservation*. 7: 1147-1161.
- 116. Hyde, K. D., & Pointing, S. B. (2000).** Lifestyles of fungi on submerged wood. *Microbes and Environments*, 15(3), 165–172. <https://doi.org/10.1264/jsme2.2000.165>.
- 117. Hyde, K. D., Sarma, V. V., & Jones, E. B. G. (2000).** Morphology and taxonomy of higher marine fungi. *Fungal Diversity Research Series*, 1, 172-204.
- 118. James, T. Y., Kauff, F., Schoch, C. L., Matheny, P. B., Hofstetter, V., Cox, C. J., Celio, G., Gueidan, C., Fraker, E., Miadlikowska, J., Lumbsch, H. T., Rauhut, A., Reeb, V., Arnold, A. E., Amtoft, A., Stajich, J. E., Hosaka, K., Sung, G.-H., Johnson, D., ... Vilgalys, R. (2006).** Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. *Nature*, 443(7113), 818-822. <https://doi.org/10.1038/nature05110>.

- 119. Jennings D.H et Lysek G. (1996).** Fungal biology : understanding the fungal life style. (Bios Scientific publishers eds). Departement of Genetics and Microbiology, University of Liverpool, Liverpool, UK. 156pp.
- 120. Jia, M., Chen, L., Xin, H.-L., Zheng, C.-J., Rahman, K., Han, T., & Qin, L.-P. (2016).** A Friendly Relationship between Endophytic Fungi and Medicinal Plants : A Systematic Review. *Frontiers in Microbiology*, 7, 906. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.00906>.
- 121. Johnson, C. N., Malloch, D. W., Piercey-Normore, M. D., & Lücking, R. (2015).** Fungal–insect interactions: From mutualistic to antagonistic relationships. In H. E. Roy, F. E. Vega, D. Chandler, M. S. Goettel, J. K. Pell, & E. Wajnberg (Eds.), *The Ecology of Fungal Entomopathogens*. Springer.
- 122. Jones EBG., Suetrong S., Sakayaroj J., Bahkali AH, Abdel-Wahab MA, Boekhout T., Pang K. L. (2015).** Classification des Ascomycotes marins, Basidiomycètes, Blastocladiomycètes et Chytridiomycota. *Diversité fongique*, 73 : 1–72.
- 123. Jones, E.B.G. (2011).** Fifty years of marine mycology. Dans *Fungal Diversity*, (pp. 73-112). <https://doi:10.1007/s13225-011-0119-8>.
- 124. Katsanevakis, S., Wallentinus, I., Zenetos, A., Leppäkoski, E., Çinar, M.E., Oztürk, B., Grabowski, M., Golani, D., Cardoso, A.C. (2014).** Impacts of invasive alien marine species on ecosystem services and biodiversity: A pan-European review. *Aquat. Invasions* 9, 391–423. <https://doi.org/10.3391/ai.2014.9.4.01>.
- 125. Kembel, S. W., & Mueller, R. C. (2014).** Plants traits and taxonomy drive host associations in tropical phyllosphere fungal communities. <https://doi.org/10.1139/cjb-2013-0194>.
- 126. Kendrick G. A., Marbà N. & Duarte C. M. (2005).** Modelling formation of complex topography by the seagrass *Posidonia oceanica*, *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, Vol 65, Issue 4, Pages 717-725, ISSN 0272-7714, <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2005.07.007>.
- 127. Khalef, W. (2023).** Approche de la diversité des champignons épiphytes de la *Posidonia oceanica* de la région de Tipaza (Wilaya de Tipaza) (Mémoire de Master 2, Université d'Alger 1).
- 128. Kharwar, R. N. (2024).** A research journey from epiphytic to endophytic fungi : Insights into Ecology, Diversity and Biotechnological potential. *Kavaka*, 60(Special Issue), 12-29. <https://doi.org/10.36460/Kavaka/60/sp/2024/12-29>.
- 129. Kharwar, R., Gond, S., Kumar, A., & Mishra, A. (2010).** A comparative study of endophytic and epiphytic fungal association with leaf of *Eucalyptus citriodora* Hook., and their antimicrobial activity. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 26, 1941-1948. <https://doi.org/10.1007/s11274-010-0374-y>.
- 130. Khemici, M. (2024).** Contribution à l'étude de champignons épiphytes foliaires de *Posidonia oceanica* de la région d'Aïn Tagourait, wilaya de Tipaza, Algérie (Mémoire de Master 2, Université de Tizi Ouzou).

- 131. Khodja A. (2013).** Caractérisation de l'herbier à *Posidonia oceanica* (L.) Delile (1813) de la côte occidentale algérienne (Cap Blanc). Mémoire de Magistère : Sciences de l'Environnement. Option : Ecologie Marine. Université d'Oran. 192p.
- 132. Kim, J., Park, S., & Lee, Y. (2019).** Secondary Metabolite Production and Ecological Roles of *Cladosporium* Species. *Mycological Research*, 184(4), 529-542.
- 133. Kocsubé, S., Varga, J., Szigeti, G., & Samson, R. A. (2016).** Molecular identification of *Aspergillus* section Nigri using calmodulin, β -tubulin and actin gene sequences. *Mycological Progress*, 15(1), 19-26.
- 134. Kohlmeyer J. (1983).** Geography of marine fungi. *Aust. J. Bot. Suppl. Ser.*, 10 : 67-76.
- 135. Körner, C. (2021).** Epiphytes at the crossroads: A critical review. *New Phytologist*, 229(4), 2069-2083. <https://doi.org/10.1111/nph.17047>.
- 136. Kuo J., Den Hartog C. (2001).** Seagrass taxonomy and identification key. In: Short, Coles, Short edits. *Global seagrass research methods*. Elsevier publ., Amsterdam: 31-58.
- 137. Lafabrie C. (2007).** Utilisation de *Posidonia oceanica* (L.) Delile comme bio indicateur de la contamination métallique. Thèse de Doctorat. Université corse. Fr : 1-141.
- 138. Lavery, P. S., Mateo, M. A., Serrano, O., & Rozaimi, M. (2020).** Seagrass biomass and productivity in the Indo-Pacific: Comparisons with the Atlantic reveal strong environmental controls. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 238, 106695. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2020.106695>.
- 139. Lebron, L., Lodge, D. J., Laureano, S., Bayman, P. (2001).** Where is the gate to the party ? *Phytopathology* 91 : 116. Lebron, L., Lodge, D. J., Laureano, S., Bayman, P. 2001. Where is the gate to the party ? *Phytopathology* 91 : 116.
- 140. Lebron, L., Lodge, D. J., Laureano, S., Bayman, P. (2001).** Where is the gate to the party? *Phytopathology* 91: 116. Lebron, L., Lodge, D. J., Laureano, S., Bayman, P. 2001. Where is the gate to the party? *Phytopathology* 91: 116.
- 141. Leriche A. (2004).** La structure à méga-, méso- et micro-échelles des herbiers à *Posidonia oceanica* (L.) Delile fournit-elle des outils pour leur gestion ? Thèse Doctorat, Univ. Aix-Marseille II, Fr. : 1-232.
- 142. Les D., Cleland M. & Waycott M. (1997).** Phylogenetic Studies in Alismatidae, II: Evolution of Marine Angiosperms (Seagrasses) and Hydrophily. *Systematic Botany*, 22(3), 443-463. <https://doi.org/10.2307/2419820>.
- 143. Letáková, M., Cantonati, M., Hasler, P., Nicola, A., Pouličková, A. (2016).** Substrate specificity and fine-scale distribution of epiphytic diatoms in a shallow tarn in the Brenta Dolomites (South-eastern Alps). *Dans Plant Ecology and Evolution*, (pp. 144-156). <https://doi.org/10.5091/plecevo.2016.1206>.
- 144. Letáková, M., Fránková, M., Pouličková, A. (2018).** Ecology and Applications of Freshwater Epiphytic Diatoms — Review. *Dans Cryptogamie, Algologie*, 39(1), (pp. 3-22). <https://doi.org/10.7872/crya/v39.iss1.2018.3>.

145. Li WC., Zhou J., Guo SY., and Guo LD. (2007). Endophytic fungi associated with lichens in Baihua mountain of Beijing, China. *Fungal Diversity* 25: 69-80.
146. Lindow, S. E., & Brandl, M. T. (2003). Microbiology of the phyllosphere. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(4), 1875–1883. <https://doi.org/10.1128/AEM.69.4.1875-1883.2003>.
147. Liu, H., Wang, Q., & Wang, G. (2022). Endophytic *Cladosporium* : Enhancing plant growth stress tolerance. *Fungal Ecology*, 60, 101141. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2022.101141>.
148. Lu Y., Haobin Z., Xixi Z., Xiaoguang X., Yichao D., Chunmei J., Junling S., Dongyan S., Qingsheng H., Hui Y. et Mingliang J. (2018). Production de bioproduits par des champignons endophytes : écologie chimique, applications biotechnologiques, goulots d'étranglement et solutions. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 102, 6279–6298.
149. Lücking, R., Nelsen, M. P., Aptroot, A., Barillas de Klee, R., Bawingan, P. A., Benatti, M. N., ... & Flakus, A. (2017). How to describe new lichen species: Testing species concepts on rock-dwelling Teloschistaceae (lichenized Ascomycota) from the Andes of Colombia, with the description of three new species. *Fungal Diversity*, 82(1), 239-274. <https://doi.org/10.1007/s13225-016-0360-1>.
150. Lutzoni F., M, M. J., & Vilgalys, R. (2002). Phylogeny of Agarics : partial systematics.
151. Macreadie, P. I., Anton, A., Raven, J. A., Beaumont, N., Connolly, R. M., Friess, D. A., ... & Duarte, C. M. (2019). The future of Blue Carbon science. *Nature Communications*, 10(1), 3998. <https://doi.org/10.1038/s41467-019-11693-w>.
152. Malagnac, F et Silar, P. (2013). Les champignons redécouverts Belin.
153. Marouf A., Reynaud J. (2007). La botanique de A à Z, Edition : Paris. 352p.
154. Martin, C.S., Giannoulaki, M., De Leo, F., Scardi, M., Salomidi, M., Knitweiss, L., Pace, M.L., Garofalo, G., Gristina, M., Ballesteros, E., Bavestrello, G., Belluscio, A., Cebrian, E., Gerakaris, V., Pergent, G., Pergent-Martini, C., Schembri, P.J., Terribile, K., Rizzo, L., Ben Souissi, J., Bonacorsi, M., Guarnieri, G., Krzelj, M., Macic, V., Punzo, E., Valavanis, V., Fraschetti, S. (2014). Coralligenous and maërl habitats: Predictive modelling to identify their spatial distributions across the mediterranean sea. *Sci. Rep.* 4. <https://doi.org/10.1038/srep05073>.
155. Martinez, A., & Perez, D. (2022). *Penicillium* in extreme marine environments: Survival strategies and industrial potential. *Journal of Marine Biotechnology*, 25(4), 765-778.
156. Matallah & Boutiba, A. (2009). Inventaire des espèces fongiques des eaux marines du littoral occidental algérien. Thèse Doctorat. Université d'Oran. Algérie. 143p.
157. Mayot N., Boudouresque C.F., Leriche. (2005). Unexpected response of the seagrass *Posidonia oceanica* to a warm Water episode in the Northwestern Mediterranean Sea. *C.R. Biologies* 328: 291-296.

- 158. Medjeber, M. (2019).** Activité antimitotique de deux espèces d'*aspergillus* : nycoendophytes foliaires de *limoniastrum feei* (girard) batt. D'oued aghlal (BECHAR, ALGÉRIE).
- 159. Meinesz A., Lefevre J.R. (1984).** Régénération d'un herbier à *Posidonia oceanica* quarante années après sa destruction par une bombe dans la rade de Ville franche (Alpes Maritimes). In : Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. edits. International Workshop on *Posidonia oceanica* beds, GIS Posidonie publ., Fr., 1: 39-71.
- 160. Molinier R., Picard J. (1952).** Recherches sur les herbiers de Phanérogames marines du littoral méditerranéen français. Ann. Inst. océanogr., Paris, 27 (3) : 157-234.
- 161. Molinier, R & Zevaco, C. (1962).** Etudes écologiques et biocénétiques dans la baie du Brus (Var), Fascicule 3 : étude statistique et physiologique de la croissance des feuilles de Posidonies (*Posidonia océanica* Delile). Monaco,59 (1234) :1-46.
- 162. Moore, D., Robson, G. D., & Trinci, A. P. J. (2011).** Twenty first century guidebook to fungi. Cambridge university press.
- 163. Moreno D., Aguilera P.A., Castro H. (2001).** Assessment of the conservation status of seagrass (*Posidonia oceanica*) meadows: implications for monitoring strategy and the decision-making process. Biol. Conservation 102 : 325-332.
- 164. Müller, B., Heger, A., Liptai, D., & Cameron, J. B. (2016).** A simple approach to the supernova progenitor–explosion connection. Monthly Notices of the Royal Astronomical Society, 460(1), 742-764. <https://doi.org/10.1093/mnras/stw1083>.
- 165. Nguyen, H. M., Kleitou, P., Tsiripidis, I., & Tsiamis, K. (2020).** Temporal variability of epiphyte community structure on *Posidonia oceanica* leaves in the Aegean Sea. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 235, 106591. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2019.106591>.
- 166. Ogórek, R., Lejman, A., Pusz, W., Miluch, A., & Miodyńska, P. (2012).** Characteristics and taxonomy of *Cladosporium* fungi. Mikologia Lekarska, 19(2), 80-85.
- 167. Oses R., Valenzuela S., Freer J., Sanfuentes E., et Rodriguez J. (2008).** Fungal endophytes in xylem of healthy Chilean trees and their possible role in early wood decay. Fungal Diversity 33: 77-86.
- 168. Ouzid, Y., Smail-Saadoun, N., Houali, K. (2018).** Comparative study of in vitro antioxidant activity of foliarendophytic fungi and leaves extracts of *Peganum harmala* of dayate Aiat (Laghouat, Algeria). J. Fundam. Appl. Sci, 10(1) : 147-157.
- 169. Panno, L., Bruno, M., Voyron, S., Anastasi, A., Gnani, G., Miserere, L., Varese, G.C. (2013).** Diversity, ecological role and potential biotechnological applications of marine fungi associated to the seagrass *Posidonia oceanica*. New Biotechnology. 10 p. <https://doi.org/10.1016/j.nbt.2013.01.010>.
- 170. Panno, L., Voyron, S., Anastasi, A., & Varese, G. C. (2011).** Biodiversity of marine fungi associated with the seagrass *Posidonia oceanica* : an ecological and biotechnological perspective. Biol. Mar. Mediterr., 18(1), 85-88.
- 171. Pardow, A., Gehrig-Downie, C., Gradstein, S., & Lakatos, M. (2012).** Functional diversity of epiphytes in two tropical lowland rainforests, French Guiana: Using bryophyte

- lifeforms to detect areas of high biodiversity. *Biodiversity and Conservation*, 21, 3637-3655. <https://doi.org/10.1007/s10531-012-0386-z>.
- 172. Parsons, K. J., Son, Y. H., Crespel, A., Thambithurai, D., Killen, S., Harris, M. P., & Albertson, R. C. (2018).** Conserved but flexible modularity in the zebrafish skull: implications for craniofacial evolvability. *Proceedings. Biological sciences*, 285(1877).
- 173. Patil R. H., Patil M. P. et Maheshwari V. L. (2016).** Bioactive secondary metabolites from endophytic fungi: a review of biotechnological production and their potential applications. *Stud Nat Prod Chem.* 49:189–205.
- 174. Patil, R. H., Patil, M. P., & Maheshwari, V. L. (2023).** Endophytes in Apocynaceae Plants. In R. H. Patil, M. P. Patil, & V. L. Maheshwari (Éds.), *Apocynaceae Plants: Ethnobotany, Phytochemistry, Bioactivity and Biotechnological Advances* (p.173-190). Springer Nature. https://doi.org/10.1007/978-981-99-5406-3_12.
- 175. Patterson, T.F., McGinnis, M.R. (2009).** The fungi: description. Site Doctor Fungus. Mycoses Study Group.; <https://academic.oup.com/mmy/article/53/5/440/988897?login=true>.
- 176. Pergent G. (1990a).** Lepidochronological analysis of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile: a standardized approach. *Aquat. Bot.* 37 : 39-54.
- 177. Pergent G., Boudouresque C.F., Crouzet A. (1983).** Variations cycliques dans les écailles des rhizomes orthotropes de *Posidonia oceanica*. *Trav. sci. Parc nation. Port-Cros* 9 : 107-148.
- 178. Pergent, G. (1991).** Les indicateurs écologiques de la qualité du milieu marin en Méditerranée. *Oceanis* 17(4), 341-350.
- 179. Pergent, G., Pergent-Martini, C., Boudouresque, C.F. (1995).** Utilisation de l'herbier à *Posidonia oceanica* comme indicateur biologique de la qualité du milieu littoral en Méditerranée : état des connaissances. *Mésogée* 54, 3-29.
- 180. Pergent-Martini, C., Boudouresque, C. F., Pasqualini, V., & Pergent, G. (2014).** The necromass of *Posidonia oceanica* : A functional shelter for benthic invertebrates. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 139, 69-76.
- 181. Pergent-Martini, C., Leoni, V., Pasqualini, V., Ardizzone, G., Balestri, E., Bedini, R., Belluscio, A., T. B., Borg, J. A., Boudouresque, C., Boumaza, S., M. B., Buia, M., S. C., Cebrian, J., Charbonnel, E., Cinelli, F., Cossu, A., Di Maida, G., & Velimirov, B. (2005).** Descriptors of *Posidonia oceanica* meadows : Use and application. *Ecological Indicators*, 5, 213-230. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2005.02.004>.
- 182. Piazzzi, L., Balestri, E., Cinelli, F., Pardi, G., & Bianchi, C. N. (2022).** Seedling recruitment of *Posidonia oceanica* : The effect of canopy shading and sediment characteristics. *Marine Ecology*, 43(1), e12787. <https://doi.org/10.1111/maec.12787>.
- 183. Pie, M. R., Caron, F. S., Dallimore, T., Einzmann, H., Hietz, P., Kessler, M., Ramos, F. N., Elias, J. P. C., Kreft, H., Krömer, T., Higueta, M. J. C., Zuleta, D., Machado, G., de Gasper, A. L., Zotz, G., Mendieta Leiva, G., Jimenez-Lopez, D. A., Mendes, A. F.,**

- Brancalion, P., ... Batke, S. (2023).** Phylogenetic diversity and the structure of hostepiphyte interactions across the Neotropics. *PeerJ*, 11, e15500. <https://doi.org/10.7717/peerj.15500>.
- 184. 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 p. <https://www.frontiersin.org/article/10.3389/fmicb.2020.00933>.
- 185. Poli, A., Fiore-Donno, A. M., & Kubovy, J. (2022).** The hidden diversity of fungi on seagrass leaves : Epiphytic mycobiota of *Posidonia oceanica* in the Northwestern Mediterranean Sea. *Marine* 10.1016/j.marenvres.2021.105381.
- 186. Por F.D. (1978).** Lessepsian migrations. The influx of Red Sea biota into the Mediterranean by way of the Suez Canal. Springer Verlag publ., Berlin : x + 1-228.
- 187. *Posidonia oceanica* representation (from the website... (s. d.).** ResearchGate. Consulté 11 février 2025, à l'adresse https://www.researchgate.net/figure/Posidonia-oceanica-representation-from-the-website-http-takocitoover-blogcom_fig3_235915448.
- 188. 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.
- 189. Rana, K. L., Kour, D., Sheikh, I., Yadav, N., Yadav, A. N., Kumar, V., Singh, B. P., Dhaliwal, H. S., & Saxena, A. K. (2019).** Biodiversity of Endophytic Fungi from Diverse Niches and Their Biotechnological Applications. In B. P. Singh (Éd.), *Advances in Endophytic Fungal Research : Present Status and Future Challenges* (p. 105-144). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-03003589-1_6.
- 190. Randone, M., Carlo, G. Di, Costantini, M., ... T.T.-W.M.M., 2017, U. (2017).** Reviving the Economy of the Mediterranean Sea: Actions for a Sustainable Future Rome: WWF.
- 191. Redecker, D., & Raab, P. (2017).** Phlogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): Recent developments and new gene markers. *Mycologia*, 98(6), 885-895. <https://doi.org/10.1080/15572536.2006.11832618>.
- 192. Redeker D. (2002).** New views on fungal evolution based on DNA markers and the fossil. *Research in Microbiology*. 153 : 125-130.
- 193. Richardson, M. D., & Warnock, D. W. (2012).** *Fungal infection: diagnosis and management*: John Wiley & Sons.
- 194. Robert, P. (2018).** Extreme temperature variability in *Posidonia oceanica* meadows: Implications for conservation under global warming. *Marine Ecology Progress Series*, 586,75-88. <https://doi.org/10.3354/meps12345>.
- 195. Rodriguez, R. J., White Jr, J. F., Arnold, A. E., & Redman, R. S. (2009).** Fungal endophytes: Diversity and functional roles. *New Phytologist*, 182(2), 314-330. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2009.02773.x>.

- 196. Rodríguez-Rodríguez, Malak, A. (2022).** An assessment of marine biodiversity protection in the Mediterranean Sea : a threatened global biodiversity hotspot, Interreg Med Biodiversity Protection Project.
- 197. Romero J. (2004).** Posidonia : els prats del fons del mar. La mirada del biòleg a un ecosistema mediterrani. Escola del Mar, Centre d'Estudis Marins de Badalona publ, Spain : 1 159.
- 198. Romero, J., Martínez-Crego, B., Alcoverro, T., Pérez, M., & Ballesteros, E. (2007).** Consequences of a mass mortality in populations of *Cymodocea nodosa* and *Zostera noltii* in the western Mediterranean. *Aquatic Botany*, 87(2), 134-139.
- 199. Rosenberg, E., & Zilber-Rosenberg, I. (2016).** Microbes Drive Evolution of Animals and Plants : The Hologenome Concept. *mBio*, 7(2), e01395. <https://doi.org/10.1128/mBio.01395-15>
- 200. Ruiz, J. M., & Romero, J. (2019).** Depth-specific fluctuations in *Posidonia oceanica* leaf growth. *Aquatic Botany*, 152, 45-50. <https://doi.org/10.1016/j.aquabot.2018.11.004>.
- 201. Saar, D., Polans, N., Sørensen, P., & Duvall, M. (2001).** Angiosperm DNA Contamination by Endophytic Fungi : Detection and Methods of Avoidance. *Plant Molecular Biology Reporter*, 19, 249-260. <https://doi.org/10.1007/BF02772897>.
- 202. Salat J., Pascual J. (2002).** The oceanographic and meteorological station at L'Estartit (NW Mediterranean). In: Tracking long-term hydrological change in the Mediterranean Sea. CIESM Workshop Series, 16 : 29-32.
- 203. Samson, R. A., Houbraeken, J., Thrane, U., Frisvad, J. C., & Andersen, B. (2011).** Food and indoor fungi. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre.
- 204. Samson, R. A., Visagie, C. M., Houbraeken, J., Hong, S. B., Hubka, V., Klaassen, C. H. W., ... & Frisvad, J. C. (2014).** Phylogeny, identification and nomenclature of the genus *Aspergillus*. *Studies in Mycology*, 78, 141-173.
- 205. Santos, R., Martins, I., Lopes, C., Silva, A., Oliveira, L., Santos, C., ... & Martins, I. (2020).** Seagrass meadows as hotspots of pH and carbonate chemistry variations at a temperate coastal site. *Journal of Geophysical Research: Oceans*, 125(4), e2019JC015711. <https://doi.org/10.1029/2019JC015711>.
- 206. Sarasan M., Puthumana J., Job N., Han J., Lee JS. et Philip R. (2017).** Marine algicolous endophytic fungi-a promising drug resource of the era. *J Microbiol Biotechnol*. 27:1039–1052.
- 207. Schulz B. et Boyle C. (2005).** The endophytic continuum. *Mycol Res*. 10:9661– 686.
- 208. Sdage. (2003).** Connaissance et gestion de l'érosion du littoral. Guide technique n°9. Agence de l'Eau Rhône Méditerranée Corse, Fr. : 1-53.
- 209. Sélosse M-A. (2013).** Une classification phylogenetique des eucaryotes, 24p.
- 210. Shipunov A., Newcombe G., Raghavendra AKH., Anderson CL. (2008).** Hidden diversity of endophytic fungi in an invasive plant. *American Journal of Botany* 95: 1096 1108.

211. **Smith, D., Jones, A., & Brown, P. (2022).** Mycoflora associated with *Posidonia oceanica* in the Mediterranean Sea. *Marine Ecology Progress Series*, 689, 75-88. <https://doi.org/10.3354/meps13986>.
212. **Smith, J., & Johnson, L. (2020).** Fungal diversity in marine habitats: Focus on *Penicillium* and *Aspergillus*. *Marine Mycology*, 15(1), 88-99.
213. **Spatafora, J. W., Chang, Y., Benny, G. L., Lazarus, K., Smith, M. E., Berbee, M. L., Bonito, G., Corradi, N., Grigoriev, I., Gryganskyi, A., James, T. Y., O'Donnell, K., Roberson, R. W., Taylor, T. N., Uehling, J., Vilgalys, R., White, M. M., & Stajich, J. E. (2016).** A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. *Mycologia*, 108(5), 1028-1046. <https://doi.org/10.3852/16-042>.
214. **Spicer, M. E., & Woods, C. L. (2022).** A case for studying biotic interactions in epiphyte ecology and evolution. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 54, 125658. <https://doi.org/10.1016/j.ppees.2021.125658>.
215. **Stone JK., White JF., and Polishook JD. (2004).** Endophytic fungi. In: Mueller G, Bills G and Foster M. (eds). *Measuring and Monitoring Biodiversity of fungi. Inventory and monitoring methods.* Elsevier Academic Press. Boston. MA : Pp. 241-270.
216. **Strobel, G. A. (2002).** Rainforest endophytes and bioactive products. *Critical Reviews in Biotechnology*, 22(4), 315-333. <https://doi.org/10.1080/07388550290789531>.
217. **Sun, X., Ding, Q., Hyde, K. D., & Guo, L. D. (2012).** Community structure and preference of endophytic fungi of three woody plants in a mixed forest. *Fungal Ecology*, 5(5), 624-632. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2012.04.001>.
218. **TABUC, C. (2007).** Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. Thèse de doctorat de l'institut national polytechnique Toulouse, Université de Bucarest, Spécialité : Pathologie, Mycologie, Génétique et Nutrition UPSP de Mycotoxicologie. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Laboratoire Biologie Animale. France. 190 p.
219. **Tan, R. X., & Zou, W. X. (2001).** Endophytes : A rich source of functional metabolites. *Natural Product Reports*, 18(4), 448-459. <https://doi.org/10.1039/b100918o>.
220. **Telesca L., Belluscio A., Criscoli A., Ardizzone G., Apostolaki E.T., Frascchetti S., Gristina M., Knittweis L., Martin C.S., Pergent G., Alagna A., Badalamenti F., Garofalo G., Gerakaris V., Louise Pace M., Pergent-Martini C. & Salomidi M. (2015).** Seagrass meadows (*Posidonia oceanica*) distribution and trajectories of change [WWW Document]. *Sci. Rep.* <https://doi.org/10.1038/srep12505>.
221. **Tikour S. (2018).** Biodiversité fongique de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamrak, 1819) élevé dans deux fermes conchylicoles de l'ouest Algérien Kristel et Stidia. Mémoire de Master 2. Université de Mostaganem. Département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture.
222. **Timsina, B., Münzbergová, Z., Kindlmann, P., Bhattarai, B. P., Shrestha, B., Raskoti, B. B., & Rokaya, M. B. (2024).** Associations between Epiphytic Orchids and Their Hosts and Future Perspectives of These in the Context of Global Warming. *Diversity*, 16(4), Article 4. <https://doi.org/10.3390/d16040252>.

223. **Toofanee, S. B., & Dulymamode, R. (2002).** Fungal endophytes associated with *Cordemoya integrifolia*. *Fungal Diversity*, 11, 169-175.
224. **Torta, L., Burrzano, S., Giambra, S., Conigliaro, G., Piazza, G., Mirabile, G., Pirrotta, M., Calvo, R., Bellissimo, G., Calvo, S., & Tomasello, A. (2022).** Cultivable Fungal Endophytes in Roots, Rhizomes and Leaves of *Posidonia oceanica* (L.) Delile along the Coast of Sicily, Italy. *Plants*, 11(9), Article 9. <https://doi.org/10.3390/plants11091139>.
225. **Torta, L., Lo Piccolo, S., Piazza, G., Ottonello, D., Vohník, M., & Varese, G. C. (2015).** *Posidoniomyces atricolor* gen et sp. nov., a dark septate endophyte from the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile (Posidoniaceae). *Mycologia*, 107 (3), 491-503. <https://doi.org/10.3852/14-239>.
226. **Tortora J., Funk B.F. and Case Ch.I. (2003).** Introduction à la microbiologie, (edn) Universitaires, 52 pages.
227. **Touchette B.W, Burkholder JM. (2000a).** Review of nitrogen and phosphorus metabolism in seagrasses. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 250 : 133-167.
228. **Traganos, D., & Poursanidis, D. (2022).** Spatially explicit seagrass extent mapping across the entire Mediterranean. *Frontiers in Marine Science*.
229. **Turner S, Schwarz AM. (2006).** Management and conservation of seagrass in New Zealand: an introduction. *Science for Conservation* 264.
230. **Ugarelli, K., Chakrabarti, S., Laas, P., & Stingl, U. (2017).** The Seagrass Holobiont and its Microbiome. *Microorganisms*, 5(4), Article 4. <https://doi.org/10.3390/microorganisms5040081>.
231. **UNEP/MAP. (2016).** **Mediterranean Strategy for Sustainable Development 2016-2025.** United Nations Environment Programme. <https://www.unep.org/resources/report/mediterranean-strategy-sustainable-development-2016-2025>.
232. **UniProt Consortium. (2009).** Taxonomy: fungi metazoa group. Site d'UniProt.
233. **Urquhart, E. J et Punja, Z. K. (1997).** Epiphytic growth and survival of *Tilletiopsis pallescens*, a potential biological control agent of *Sphaerotheca fuliginea*, on cucumber leaves. *Canadian Journal of Botany*.
234. **Vandenkoornhuyse, P., Quaiser, A., Duhamel, M., Le Van, A., & Dufresne, A. (2015).** The importance of the microbiome of the plant holobiont. *New Phytologist*, 206(4), 1196-1206. <https://doi.org/10.1111/nph.13312>.
235. **Vangeluwe, D. (2007).** Effets de la transplantation sur la biométrie et sur la dynamique des nutriments, du carbone et de la chlorophylle de *Posidonia oceanica* (L.) Delile. Thèse Université de Liège, Faculté des Sciences Département des Sciences et Gestion de l'environnement Océanographie biologique, 196 p.
236. **Vassallo, P., Paoli, C., Rovere, A., & Montefalcone, M. (2013).** Seagrass ecosystem services and the role of *Posidonia oceanica* in Mediterranean coastal management. *ICES Journal of Marine Science*, 70(5), 982-992. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fst017>.

237. Visagie, C. M., Houbraeken, J., Frisvad, J. C., Hong, S. B., Klaassen, C. H. W., Perrone, G., ... & Samson, R. A. (2014). Identification and nomenclature of the genus *Aspergillus* : Recommendations in modern taxonomy. *Studies in Mycology*, 78, 147-158.
238. Vizzini, S., Sará, G., Michener, R.H. and Mazzola, A. (2002). The role and contribution of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile organic matter for secondary consumers as revealed by carbon and nitrogen stable isotope analysis. *Acta Oecologica*, 23: 277-285.
239. Vohník, M., Borovec, O., Kolařík, M. (2016). Les communautés de mycobiontes racinaires cultivables de l'herbier *Posidonia oceanica* du nord-ouest de la Méditerranée sont dominées par un endophyte pléosporaléen à septations sombres, jusqu'alors non décrit. *Écologie microbienne* 71 : 442–451. <https://doi.org/10.1007/s00248-015-0640-5>.
240. Vohník, M., Borovec, O., Kolaříková, Z., Sudová, R., & Réblová, M. (2019). Extensive sampling and high-throughput sequencing reveal *Posidoniomyces atricolor* gen. Etsp. Nov (Aigialaceae, Pleosporales) as the dominant root mycobiont of the dominant Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*. *Myckeys*, 55, 59-86. <https://doi.org/10.3897/myckeys.55.35682>.
241. Vohník, M., Borovec, O., Župan, I., Vondrášek, D., Petrtýl, M., Sudová, R. (2015). Association endophyte cloisonnée sombre, anatomiquement et morphologiquement unique, dans les racines de l'herbier marin endémique méditerranéen *Posidonia oceanica*. *Mycorrhiza* 25 : 663–672. <https://doi.org/10.1007/s00572-015-0642-7>.
242. votruba *et al.*, (2016). Figure 4 Schematic drawing of *Posidonia oceanica* matte as observed... https://www.researchgate.net/figure/Schematic-drawing-of-Posidonia-oceanica-matte-as-observed-during-excavation-and-reported_fig2_305794378.
243. Wang, Y., *et al.* (2019). Fungal diversity in marine ecosystems. *Mycological Progress*, 18(1), 101-114. <https://doi.org/10.1007/s11557-019-01486-w>.
244. Webster, J., & Weber, R. W. S. (2007). *Introduction to Fungi* (3rd ed.). Cambridge University Press.
245. Wellman C.H., Osterloff P.L., Mohuddin U. (2003). Fragments of the earliest land plants. *Nature* 425 : 282-285.
246. White, J. (2022). What Are Epiphytes? All About Epiphytic Plants and Their Care <https://www.allaboutgardening.com/epiphytes/>.
247. Woods, N., Niwasabutra, K., Acevedo, R., Igoli, J., Altwaijry, N., Tusiimire, J., Gray, A. I., Watson, D., & Ferro, V. (2017). Natural Vaccine Adjuvants and Immunopotentiators derived From Plants, Fungi, Marine Organisms, and Insects. In *Immunopotentiators in Modern Vaccines : Second Edition* (p. 211-229). <https://doi.org/10.1016/B978-012-804019-5.00011-6>.
248. Xu, H., Zhu, M., Li, S., Ruan, W., & Xie, C. (2020). Epiphytic fungi induced pathogen resistance of invasive plant *Ipomoea cairica* against *Colletotrichum gloeosporioides*. *PeerJ*, 8, e8889. <https://doi.org/10.7717/peerj.8889>.

249. Yan L., Zhao H., Zhao X., Xu X., Di Y., Jiang C., Shi J., Shao D., Huang Q., Yang H. et Jin M. (2018). Production of bioproducts by endophytic fungi: chemical ecology, biotechnological applications, bottlenecks, and solutions. *Appl Microbiol Biotechnol*, 102 :6279–6298.
250. Yao, H., Sun, X., He, C., Maitra, P., Li, X.-C., & Guo, L.-D. (2019). Phyllosphere epiphytic and endophytic fungal community and network structures differ in a tropical mangrove ecosystem. *Microbiome*, 7(1), 57. <https://doi.org/10.1186/s40168-019-0671-0>.
251. Yin, X., Zhang, W., Li, D., Wang, R., Cong, X., Pang, Z., Peng, Y., Ge, Y., Zhu, W., & Ding, C. (2024). Factors Influencing the Change of Phyllosphere Microbial Community of Three *Populus* spp. In the Same Habitat. *Forests*, 15(8), Article 8. <https://doi.org/10.3390/f15081453>.
252. Zuccaro, A., *et al.* (2019). Marine fungi and their potential applications in biotechnology. *Journal of Applied Microbiology*, 127(1), 24-35. <https://doi.org/10.1111/jam.14289>.
253. Zunino, S., Canu, D.M., Bandelj, V., Solidoro, C. (2017). Effects of ocean acidification on benthic organisms in the Mediterranean Sea under realistic climatic scenarios: A meta-analysis. *Reg. Stud. Mar. Sci.* <https://doi.org/10.1016/j.rsma.2016.12.011>.

Références électroniques

- a. <https://wfo2024annualmeeting.org/> consulté le 12/03/2025.
- b. <https://plantlet.org/an-overview-of-chytridiomycetes/> consulté le 25/04/2025.
- c. <https://www.istockphoto.com/fr/photo/moule-%C3%A0-pain-rhizopus-sous-le-microscope-rhizopus-est-un-genre-de-champignons-gm1201053302-344272543?searchscope=image%2Cfilm> consulté le 25/04/2025.
- d. https://agriculture.canada.ca/sites/default/files/legacy/pack/img/SD1_M2.jpg consulté le 25/04/2025.
- e. <https://courses.lumenlearning.com/wm-biology2/chapter/ascomycota/> consulté le 25/04/2025.
- f. https://bio.libretexts.org/Bookshelves/Botany/A_Photographic_Atlas_for_Botany_%28Morrow%29/03%3A_Fungi_and_Lichens/3.06%3A_Basidiomycota_%28Club_Fungi%29/3.6.01%3A_Characteristics consulté le 25/04/2025.
- g. [Google Earth](#) consulté le 26/03/2025.
- h. <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/bejaia/beni-ksila-888521/#climate-table> consulté le 27/03/2025.
- i. <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/bejaia/beni-ksila-888521/#climate-table> consulté le 27/03/2025.

Résumé

Posidonia oceanica (L.) Delile est une plante marine endémique de la mer Méditerranée. Elle fait partie des rares phanérogames marines de ce bassin et joue un rôle écologique majeur dans les écosystèmes côtiers méditerranéens, en contribuant à la stabilisation des sédiments, à la production d'oxygène et à l'hébergement de nombreuses espèces. La présente étude, menée dans la région de Beni Ksila (Béjaïa), vise à évaluer la diversité fongique associée aux feuilles de *Posidonia oceanica*, en distinguant les champignons épiphytes des champignons endophytes. L'échantillonnage a été effectué en février (saison hivernale) et a porté sur dix échantillons foliaires. L'analyse des champignons épiphytes a permis d'identifier sept genres fongiques appartenant à la division des *Ascomycota* : *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Trichocladium* et *Candida*, avec une nette dominance du genre *Penicillium*. Concernant les champignons endophytes, les genres suivants ont été recensés : *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Posidoniomyces* et *Trichophyton*, les genres *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Posidoniomyces* étant les plus représentés. Ces résultats témoignent d'une richesse fongique significative au sein de la phyllosphère de *P. oceanica*, mettant en évidence son rôle en tant qu'hôte écologique et support potentiel d'interactions symbiotiques ou fonctionnelles dans les écosystèmes marins côtiers.

Mots-clés

Posidonia oceanica, champignons épiphytes, champignons endophytes, diversité des champignons, phyllosphère, Beni Ksila (Béjaïa).

Abstract

Posidonia oceanica, champignons épiphytes, champignons endophytes, diversité fongique, phyllosphère, Beni Ksila (Béjaïa). *Posidonia oceanica* (L.) Delile is an endemic seagrass species of the Mediterranean Sea. It is one of the few higher marine plants in this basin and plays a crucial ecological role in coastal ecosystems by stabilizing sediments, producing oxygen, and providing shelter for a wide range of marine organisms. This study, conducted in the region of Beni Ksila (Béjaïa), aimed to assess the fungal diversity associated with the leaves of *Posidonia oceanica*, with a focus on both epiphytic fungi and endophytic. Sampling was carried out in February (winter season) and included ten leaf samples. A total of seven fungal genera were identified among the epiphytes, all belonging to the *Ascomycota* phylum: *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Trichocladium*, and *Candida*, with a clear dominance of the genus *Penicillium*. Among the endophytes, the following genera were recorded: *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Posidoniomyces*, and *Trichophyton*, with *Aspergillus*, *Cladosporium*, and *Posidoniomyces* being the most dominant. These results reveal a significant fungal diversity within the phyllosphere of *P. oceanica*, highlighting its ecological importance as a host and potential support for functional or symbiotic microbial interactions in coastal marine environments.

Keywords

Posidonia oceanica, epiphytic fungi, endophytic fungi, fungal diversity, phyllosphère, Beni Ksila (Béjaïa).