

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE MOULOD MAMMERI DE TIZI-OUZOU



Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques

Département d'Ecologie et Environnement

Mémoire de fin d'étude

En Vue de l'Obtention Du Diplôme de Master 2

Filière : Ecologie et Environnement

Spécialité : Biodiversité et Ecologie Végétale

Présenté par :

KHEMICI Mahdi

Le : 27/06/2024

Thème

**Contribution à l'étude de champignons épiphytes foliaires de
Posidonia oceanica de la région d'Aïn Tagourait, wilaya de
Tipaza, Algérie.**

Devant le jury composé de :

Président : OUDJIANE A.

MCB, UMMTO

Promotrice : SAADOUN N.

Pr, UMMTO

Co-promotrice : TAOURIRT N.

Doctorante, UMMTO

Examinatrice : BERRACHED R.

MCB, UMMTO

Année universitaire : 2023–2024

Remerciements

Un grand merci à Madame **SAADOUN N.**, pour avoir initié la découverte de ce sujet passionnant et pour son précieux soutien tout au long de ce parcours.

À Mademoiselle **TAOURIRT N.**, pour son accompagnement attentionné, sa bienveillance et ses conseils avisés, qui ont grandement facilité l'élaboration de ce travail.

À Monsieur **OUDJIANE A.**, pour avoir accepté de présider le jury et d'évaluer ce travail avec rigueur et impartialité.

À Mademoiselle **BERRACHED R.**, qui m'a fait l'honneur d'examiner ce mémoire et de faire partie du jury. Sa contribution a enrichi ce travail de manière significative.

Un grand merci à tous les membres de la spécialité Biodiversité et Écologie Végétale pour leur accompagnement précieux tout au long de ce cycle de Master. Leur expertise, leurs conseils avisés et leur soutien infailible ont enrichi ce travail et ont été essentiels à son aboutissement. Votre engagement à partager vos connaissances et votre passion pour ce domaine, ont été une source d'inspiration constante.

Dédicace

À ma mère,

Pour ta force, ton amour sans limites et ta guidance précieuse, qui ont illuminé chaque étape de ma vie académique. Ce mémoire est dédié à ta persévérance et à ton soutien indéfectible.

À la mémoire de mon père,

Tes valeurs et ta sagesse continuent de me guider. Ton héritage est une source perpétuelle d'inspiration dans mes réussites académiques et au-delà.

À mes amis,

Pour votre amitié fidèle et vos encouragements constants. Vous avez été mes compagnons de route, partageant les hauts et les bas de ce voyage académique. Ce mémoire est également le vôtre, témoignage de notre amitié et de notre soutien mutuel.

Mahdi.

Résumé

Les champignons épiphytes, en particulier ceux colonisant la phyllosphère de *Posidonia oceanica* (L.) Delile, jouent un rôle vital dans les écosystèmes marins méditerranéens. Ces champignons, résidant sur les feuilles de cette plante marine endémique, contribuent non seulement à la protection et à la santé de leur hôte, mais présentent aussi un potentiel biotechnologique significatif. *Posidonia oceanica* est reconnue pour former de vastes prairies sous-marines qui soutiennent des écosystèmes complexes, fournissant des services écosystémiques précieux à la fois écologiques et socio-économiques. Cette étude a pour but l'identification de la diversité fongique des épiphytes présents sur la phyllosphère de *P. oceanica* dans la région d'Ain Tagourait (Algérie). Les échantillons ont révélé la présence de 8 genres fongiques, majoritairement du phylum des Ascomycota, avec une prédominance du genre *Penicillium*. D'autres genres comme *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Stachybotrys*, et *Trichocladium* ont également été identifiés. *Rhodotorula* est le seul genre appartenant au phylum des Basidiomycota. Les fonctions écologiques et biotechnologiques potentielles de ces champignons épiphytes suggèrent qu'ils jouent un rôle essentiel dans la protection et la survie de *Posidonia oceanica*.

Mots-clés : champignons épiphytes, *Posidonia oceanica*, diversité écologique, phyllosphère, Ain Tagourait (Algérie).

Liste des figures

Figure 1. Arbre phylogénétique universel montrant les trois domaines du vivant, basé sur l'analyse comparative des ARNr (Woese 1977).	5
Figure 2. Diverses formes de croissance de champignons. (a) Hyphe asepté. (b) Hyphe ramifiée cloisonnée. Les septa sont indiqués par des flèches. (c) Cellules de levure se divisant par fission binaire. (d) Cellules se divisant par bourgeonnement (Webster <i>et al.</i> , 2007).	8
Figure 3. Schématisation de la structure de la paroi fongique (Nwe et Stevens, 2008).	9
Figure 4. Reproduction sexuée et asexuée chez les Mycètes (Deacon, 2005).	10
Figure 5. Principaux groupes des Eumycota (Little <i>et al.</i> , 2012).	11
Figure 6. Morphologie générale des chytrides. A, schéma d'un thalle de chytride B, microphotographie à contraste de phase d'un thalle du chytride du rumen, <i>Neocallimastix sp.</i> , C, le même champ de vision qu'en B, mais cette fois avec coloration par fluorescence au DAPI (4'-6-diamidino-2-phénylindole).	12
Figure 7. Morphologie de <i>Rhizopus stolonifer</i> : (A) sur boîte de Pétri, (B) photomicrographie optique montrant (B1) rhizoïde ramifié (B2) columelle (B3) sporangiophore avec les sporangiospores, et (C) micrographie montrant la diversité de sporangiospores (Bautista-Baños <i>et al.</i> , 2014).	12
Figure 8. Spores de <i>Ammophila arenaria</i> (Błaszowski & Czerniawska, 2011)	13
Figure 9. (A) <i>Hygrocybe singeri</i> espèce Basidiomycète, (B) Basidium et spores de <i>Hygrocybe singeri</i>	14
Figure 10. (A) <i>Peziza michelii</i> , (B) Asque et spores.	15
Figure 11 Distribution de <i>Posidonia oceanica</i> (ligne verte) le long du littoral de la mer Méditerranée, sur la base des informations spatiales collectées (Telesca <i>et al.</i> , 2015).	24
Figure 12 Morphologie générale de <i>P.oceanica</i> (Boudouresque <i>et al.</i> , 2006).	25
Figure 13. Rhizome plagiotrope de <i>Posidonia oceanica</i> , d'où partent vers le haut une demi-douzaine de rhizomes orthotropes et, vers le bas, des racines. La barre d'échelle mesure 2cm. (Boudouresque et Meinesz, 1982).	26
Figure 14. Structure générale d'une matre de <i>Posidonia oceanica</i> . Le matériel biologique est largement sous représenté (Votruba <i>et al.</i> , 2016).	26
Figure 15. Différents types de feuilles dans un faisceau de <i>P. oceanica</i> (Boudouresque <i>et al.</i> , 2012). A : un faisceau entier ; on distingue les écailles à la base. B : une feuille adulte ; la gaine basale est entièrement formée. C : une feuille adulte dont la gaine commence à se former. D : une feuille intermédiaire (sans gaine basale). E : une feuille juvénile.	27
Figure 16. Inflorescence de <i>Posidonia oceanica</i> (Boudouresque <i>et al.</i> , 2024).	28
Figure 17. Inflorescence de <i>Posidonia oceanica</i> (Boudouresque <i>et al.</i> , 2024).	29
Figure 18. Représentation des étapes de la reproduction sexuée et végétative chez <i>Posidonia oceanica</i> (Sofiya Voznava/SPA-RAC).	30
Figure 19. Rôles de l'herbier à <i>P.oceanica</i> (Gilby <i>et al.</i> , 2020).	32
Figure 20. Position géographique de la région d'étude Ain Tagourait (Tipaza) (Google maps, 2024).	35
Figure 21. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson de Ain Tagourait	37
Figure 22. Position de la région d'Aïn Tagourait dans le climagramme d'Emberger (1991-2021).	38

Figure 23. Photographie de la plage El Marssa (originale, 2024).....	39
Figure 24. Feuilles de posidonie dans les bocaux étiquetés et maintenu au frais.	39
Figure 25. Préparation du milieu P.D.A.....	41
Figure 26. Centrifugation des feuilles de posidonie.....	42
Figure 27. Mise en culture du surnageant sur milieu P.D.A.	42
Figure 28. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Aspergillus</i> (x400).	Erreur ! Signet non défini.
Figure 29. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Aureobasidium</i> (x400).	Erreur ! Signet non défini.
Figure 30. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Cladosporium</i> (x400).	Erreur ! Signet non défini.
Figure 31. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Neoscytalidium</i> (x400).	Erreur ! Signet non défini.
Figure 32. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Stachybotrys</i> (x400).....	Erreur ! Signet non défini.
Figure 33. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Penicillium</i> (x400).....	Erreur ! Signet non défini.
Figure 34. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Trichocladium</i> (x400).	Erreur ! Signet non défini.
Figure 35. Observations macroscopique A: recto B: Verso sur PDA et C : microscopique du genre <i>Rhodotorula</i> (x400).	Erreur ! Signet non défini.
Figure 36. Abondances des champignons épiphytes (%) des feuilles de <i>Posidonia oceanica</i> de la région d'Ain Tagourait.	Erreur ! Signet non défini.
Figure 37. Abondances des champignons épiphytes des feuilles de <i>Posidonia oceanica</i> des régions d'Ain Tagourait, Tipaza et Tizirt (%).	Erreur ! Signet non défini.
Figure 38. Analyse en composantes principales du cortège fongique épiphyte des feuilles de <i>P.oceanica</i> d'Ain Tagourait.	Erreur ! Signet non défini.
Figure 39. ACP de synthèse du cortège fongique épiphyte des feuilles de <i>P.oceanica</i> dans Ain Tagourait, Tizirt et Tipaza.....	Erreur ! Signet non défini.

Liste des tableaux

Tableau 1. Températures mensuelles moyennes de la région d'étude pour la période 1991-2021(Climat-data, 2024).	36
Tableau 2. Précipitations moyennes mensuelles et annuelles pour la région d'Aïn Tagourait pendant la période allant de 1991 à 2021.	36
Tableau 3. Genres fongiques recensés des feuilles de <i>P.oceanica</i> dans la région d'Aïn Tagourait.	72
Tableau 4. Abondance des champignons épiphytes des feuilles de <i>Posidonia oceanica</i> de la région d'Aïn Tagourait.	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 5. Abondance des champignons épiphytes des feuilles de <i>Posidonia oceanica</i> des trois régions : Aïn Tagourait, Tipaza et Tizirt.	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 6. Test ANOVA des champignons épiphytes de la phyllosphère de <i>Posidonia oceanica</i> de la région d'Aïn Tagourait.....	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 7. Analyse de comparaison des moyennes du genre <i>Penicillium</i>	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 8. Matrice de corrélations entre les genres épiphytiques de la phyllosphère de <i>Posidonia oceanica</i> de la région d'Aïn Tagourait.	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 9. Résultats de l'analyse de variance (ANOVA) d'Aïn Tagourait/Tizirt/Tipaza.	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 10. Test de comparaison multiple du genre <i>Penicillium</i> . ..	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 11. Test de comparaison multiple du genre <i>Neoscytalidium</i> .	Erreur ! Signet non défini.
Tableau 12. Matrice de corrélation synthétique des genres fongiques des régions d'Aïn Tagourait/Tizirt/Tipaza	Erreur ! Signet non défini.

Table des matières

Chapitre 01. Mycologie générale.....	4
1.1 Introduction	5
1.2 Organisation de l'appareil végétatif	7
1.3 Paroi et organisation cellulaire	8
1.4 Reproduction des champignons	9
1.5 Classification	10
1.5.1 Chytridiomycota.....	11
1.5.2 Zygomycota.....	12
1.5.3 Glomeromycota.....	13
1.5.4 Basidiomycota.....	13
1.5.5 Ascomycota.....	14
1.6 Mode de vie des champignons.....	15
1.6.1 Symbiose	15
1.6.2 Parasitisme	15
1.6.3 Saprophytisme	16
1.7 Champignons épiphytes.....	16
1.7.1 Introduction	16
1.7.2 Diversité et Complexité des champignons épiphytes.....	17
1.7.3 Rôles des champignons épiphytes.....	17
1.8 Champignons marins	18
1.8.1 Introduction	18
1.8.2 Diversité des champignons marins.....	19
1.8.3 Phyla des champignons marins	19
1.8.4 Modes de vie	19
1.8.5 Importance des champignons marins	20
Chapitre 02. <i>Posidonia oceanica</i>	21

2.1	Introduction	22
2.2	Systématique de <i>Posidonia oceanica</i>	23
2.3	Répartition géographique	23
2.4	Ecologie	24
2.5	Morphologie générale.....	24
2.5.1	Racines	25
2.5.2	Rhizomes.....	25
2.5.3	Matte.....	26
2.5.4	Feuilles	27
2.5.5	Fleurs	28
2.5.5	Fruits.....	28
2.6	Reproduction	29
2.6.1	Reproduction asexuée	29
2.6.2	Reproduction sexuée	29
2.7	Sensibilité de l'écosystème d'herbier à posidonie aux facteurs abiotiques.....	30
2.7.1	Luminosité.....	30
2.7.2	Salinité.....	30
2.7.3	Température	31
2.7.4	Hydrodynamisme	31
2.8	Rôles de l'herbier à posidonie	31
2.9	Epiphytes de <i>P.oceanica</i>	32
Chapitre 03. Matériel et méthodes.....		34
3.1	Description de la zone d'étude	35
3.2	Etude bioclimatique de la région d'Ain Tagourait	35
3.2.1	Températures	36
3.2.2	Précipitations	36
3.2.3	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен	37
3.2.4	Climagramme d'Emberger	37
3.3	Echantillonnage sur terrain.....	39
3.4	Mise en culture des feuilles prélevées	40

3.4.1	Préparation du milieu	40
3.4.2	Centrifugation et mise en culture	41
3.4.3	Identification des colonies de champignons.....	43
3.4.4	Traitement statistique	43
Chapitre 04. Résultats et discussion		Erreur ! Signet non défini.
4.1	Cortège fongique épiphytique recensé	72
4.2	Description des genres fongiques obtenus.....	Erreur ! Signet non défini.
4.3	Abondance des genres fongiques	Erreur ! Signet non défini.
4.3	Explorations statistiques multivariées des champignons épiphytes des feuilles de la posidonie de la région d'Ain Tagourait.....	Erreur ! Signet non défini.
4.3.1	Analyse de variance pour les champignons épiphytes de la phyllosphère de la posidonie de la région d'Ain Tagourait	Erreur ! Signet non défini.
4.3.2	Matrice de corrélation des genres fongiques de la région d'Ain Tagourait. Erreur ! Signet non défini.	
4.3.3	Analyse en composantes principales de champignons épiphytes de la région d'Ain Tagourait.....	Erreur ! Signet non défini.
4.4	Analyses comparatives entre le cortège fongique des feuilles de posidonie des trois régions : Ain Tagourait/Tigzirt/Tipaza.....	Erreur ! Signet non défini.
4.4.1	Analyse de variance des champignons épiphytes de la posidonie dans les trois régions : Ain Tagourait/Tigzirt/Tipaza	Erreur ! Signet non défini.
4.4.2	Matrice de corrélation des genres fongiques des régions d'Ain Tagourait/Tigzirt/Tipaza. Erreur ! Signet non défini.	
4.4.3	Analyse en composantes principales de synthèse des champignons épiphytes présents sur la phyllosphère de <i>P.oceanica</i> dans les régions d'Ain Tagourait/Tigzirt/Tipaza.....	Erreur ! Signet non défini.
Conclusion et perspectives.....		73
Références bibliographiques		75

Introduction générale

Introduction générale

Posidonia oceanica (L.) Delile ou posidonie est une plante marine emblématique de la mer Méditerranée, jouant un rôle crucial dans la formation d'écosystèmes sous-marins, complexes et riches en biodiversité. Espèce clé de cette région, elle forme des prairies sous-marines étendues qui fournissent des services écologiques et socio-économiques inestimables (Vassallo *et al.*, 2013; UNEP/MAP, 2016). Les prairies de posidonie contribuent à la stabilité des fonds marins, à la protection contre l'érosion côtière et offrent un habitat essentiel à une multitude d'espèces marines (Fabio Blanco *et al.*, 2022).

Les prairies de *Posidonia oceanica* se trouvent le long des côtes méditerranéennes, y compris en Algérie, où elles sont présentes dans plusieurs sites comme El Tarf, Annaba, Jijel, Tizi Ouzou, Boumerdès, Alger, Tipaza, Oran, Témouchent et Tlemcen (UNEP/MAP, 2016). Ces prairies, qui couvrent le fond marin, sont caractérisées par une forte transparence de l'eau et une pénétration lumineuse profonde, impliquant une productivité primaire unique (Chefaoui *et al.*, 2017). L'importance écologique de *Posidonia oceanica* est largement reconnue, notamment pour son rôle dans la séquestration du carbone, la production d'oxygène et la fourniture de nourriture et d'abris pour divers organismes (Vassallo *et al.*, 2013).

Ces prairies sous-marines sont également un hot-spot de biodiversité microbienne, hébergeant une mycoflore riche, dont les champignons épiphytes, qui colonisent les surfaces de ses feuilles. Les épiphytes sont des organismes qui vivent à la surface des plantes, formant des associations sans parasitisme direct (Strobel, 2002). Dans les milieux marins, les champignons épiphytes se développent sur les feuilles et les rhizomes de plantes comme la posidonie, jouant un rôle écologique significatif en influençant la santé de leur hôte et les dynamiques de l'écosystème environnant (Raghukumar, 2017). Les interactions avec les épiphytes peuvent varier de symbiotiques à commensales et leur étude peut offrir des perspectives innovantes pour des applications biotechnologiques, ainsi qu'à la protection de cet écosystème fortement menacé par plusieurs facteurs de dégradation (Panno *et al.*, 2013).

Les champignons, en tant qu'épiphytes de *Posidonia oceanica*, sont d'une diversité assez remarquable, bien que leur étude soit encore à ses débuts. Cette diversité fongique, bien que sous-estimée dans les écosystèmes marins, est essentielle pour comprendre les interactions écologiques complexes et l'impact potentiel de ces microorganismes sur leur environnement (Jones et Pang, 2012). La mer Méditerranée, bien que couvrant seulement 1,6% de la surface totale des continents, abrite environ 10% de la biodiversité mondiale, avec un taux d'endémisme exceptionnellement élevé, estimé entre 20 et 30% du nombre total d'espèces (UNEP/MAP, 2016). Ces conditions offrent un cadre unique pour l'étude des interactions entre les champignons épiphytes et la posidonie.

Jusqu'à présent, les recherches sur la diversité fongique marine ont été limitées, malgré une estimation globale de plus de 10 000 espèces potentielles de champignons marins (Jones, 2011). Pourtant, seules 1100 espèces ont été décrites jusqu'en 2019, révélant l'immense potentiel de découvertes dans ce domaine (Amend *et al.*, 2019).

L'objectif de notre étude est de dresser un inventaire de champignons épiphytes, associés aux feuilles de *Posidonia oceanica* dans la région d'Ain Tagourait (Tipaza), en

Introduction générale

Algérie. Cette recherche vise à approfondir notre compréhension de la diversité et de l'écologie des champignons épiphytes marins dans ce milieu spécifique.

Ce travail est réalisé dans le cadre des recherches menées par le laboratoire « Ressources Naturelles » de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou. Le mémoire est structuré comme suit.

Le premier chapitre explore les caractéristiques générales des champignons, en mettant l'accent sur les champignons marins et épiphytes, leurs interactions avec les espèces végétales, et leurs intérêts écologiques et biotechnologiques.

Le deuxième chapitre est consacré à la description de *Posidonia oceanica* et de son rôle dans l'écosystème marin.

Le troisième chapitre détaille le matériel et les méthodes utilisés dans cette étude expérimentale.

Le quatrième chapitre présente les résultats obtenus, ainsi que les discussions de ces derniers, en mettant accent sur une comparaison statistique avec des études antérieures visant le même objectif.

Ce mémoire se termine par une synthèse finale et des perspectives futures.

Chapitre

01.

Mycologie

générale

1.1 Introduction

Traditionnellement, les champignons ont été associés aux plantes en raison de similitudes superficielles, telles que leur morphologie et leur immobilité. Cependant, des études approfondies sur la biologie et la génétique des champignons ont mis en lumière des différences fondamentales, justifiant ainsi leur classification dans un règne distinct des règnes Animalia et Plantae (Campbell *et al.*, 2008) (Fig. 1).

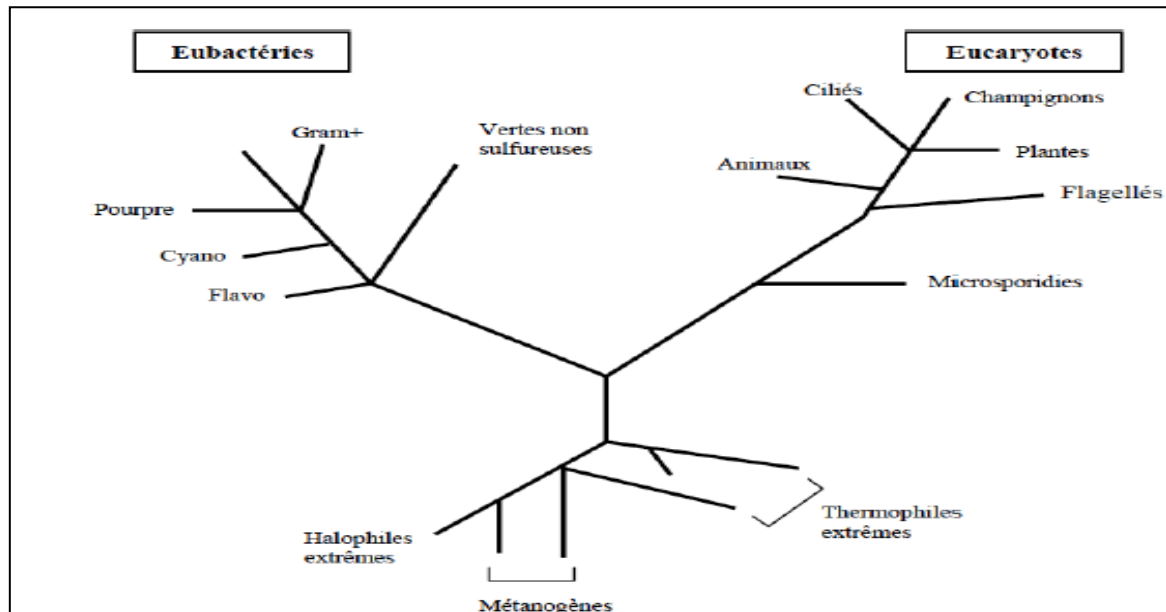


Figure 1. Arbre phylogénétique universel montrant les trois domaines du vivant, basé sur l'analyse comparative des ARNr (Woese 1977).

Représentant un groupe étendu et diversifié d'organismes (Dube, 2013), les Fungi, également appelés Mycètes, sont actuellement classés en fonction d'observations morphologiques, physiologiques, écologiques et moléculaires (Blandeau, 2012). Cette distinction par rapport aux autres règnes met en lumière la diversité et la complexité des champignons en tant qu'organismes à part entière, soulignant ainsi leur importance dans les écosystèmes naturels (Nasraoui, 2015). La richesse et la diversité des champignons, révélées par leur nombre impressionnant d'espèces, soulignent l'ampleur de notre connaissance encore limitée sur ces organismes. Malgré les avancées significatives, une grande partie de la biodiversité fongique reste largement méconnue, car d'après Tedersoo *et al* (2010), on estime qu'il existe environ 1,5 million d'espèces de champignons vivant sur terre. Cependant, seulement 14% de ces organismes ont été découverts, essentiellement en raison de la difficulté à les cultiver en laboratoire, mais aussi en raison d'un manque de connaissances et d'un sous-échantillonnage dans de nombreux biotopes de la planète (Hawksworth et Rossman, 1997 ; Hawksworth, 2001).

Les Mycètes sont des êtres eucaryotes, unicellulaires ou pluricellulaires, se distinguant ainsi des Procaryotes (Bouchet *et al.*, 2005). Allant des champignons macroscopiques

(Macromycètes) aux microscopiques (Micromycètes), leur diversité reflète leur ubiquité dans les environnements naturels (Chabasse *et al.*, 2002). Leur présence peut être observée dans les écosystèmes terrestres ou aquatiques, où ils interagissent avec d'autres organismes pour influencer les cycles biogéochimiques et soutenir la santé des écosystèmes (Alexopoulos *et al.*, 1996).

Dépourvus de pigments chlorophylliens, les champignons sont totalement hétérotrophes vis-à-vis du carbone, se rapprochant ainsi des animaux (Bouchet *et al.*, 2005 ; Dube, 2013). Leur mode de nutrition implique la résorption de matière organique produite par d'autres organismes autotrophes. À cet effet, ils sécrètent des enzymes dans leur environnement pour décomposer les composés organiques en molécules plus simples, absorbées ensuite à travers leurs hyphes (Redecker, 2002 ; Gupta, 2004).

Bien qu'ils soient relativement peu exigeants, les champignons filamenteux ont besoin d'un certain nombre de facteurs nutritifs et environnementaux, tels que l'aération, le pH, la disponibilité d'eau, les nutriments et la température pour leur croissance (Brock *et al.*, 1994 ; Dix et Webster 1995).

- **Aération**

Les champignons sont des organismes aérobies. Cependant, certains tolèrent des quantités relativement faibles d'oxygène (anaérobies facultatifs) et peuvent même se développer en absence totale de ce gaz (anaérobies stricts) (Alexopoulos *et al.*, 1996).

- **pH**

La plupart des champignons préfèrent des milieux à pH acide. Généralement, ils se développent entre 4,5 et 8, avec un optimum entre 5 et 6. Certaines espèces (*Aspergillus niger*) peuvent pousser jusqu'à 1,7 à 2 (Dix et Webster, 1995).

- **Activité d'eau (Aw)**

La quantité d'eau disponible dans le substrat et l'ambiance environnante sont très importantes pour la croissance des moisissures. Généralement, elles requièrent une activité d'eau (aw) faible par rapport aux bactéries. La limite inférieure de l'aw pour la croissance de *Penicillium martensii* et *Aspergillus nidulans* est de 0,8 ; celle d'*A.candidus* est de 0,75 (Carlile et Watkinson, 1996). Les moisissures modifient les substrats aux dépens desquels elles se développent. Elles prélèvent les éléments nécessaires pour édifier leur contenu cellulaire et produire l'énergie.

- **Température**

Elle joue un rôle majeur dans la croissance mycélienne, dans la sporulation et la germination des spores (Goyal, 2003). Les champignons filamenteux sont mésophiles pour la

plupart et la température de croissance varie entre 25°C et 35°C (Botton *et al.*, 1999 ; Julien, 2002). Les champignons thermophiles sont résistants à la chaleur et leur température de croissance est supérieure à 50°C ; d'autres sont psychrophiles ou psychrotolérants et se développent à basse température (-5 et 10°C) (Botton *et al.*, 1999).

- **Lumière**

Le rayonnement dans le spectre visible (380 et 720 nm) n'a pas d'effet sur la croissance végétative des champignons, mais il agit sur la sporulation. En effet, la plupart des champignons n'ont pas besoin de lumière pour leur croissance, seulement en cas de germination des spores (Botton *et al.*, 1999).

- **Nutriments**

Les plus importants sont le carbone et l'azote, utilisés sous forme de composés organiques et d'ions minéraux (potassium, phosphore, magnésium, calcium, etc...) en quantités très faibles, mais essentielles à la stimulation et l'orientation du développement fongique. Ces éléments nutritifs sont accessibles aux moisissures du fait qu'ils sont disponibles dans la nature (Martin et Nehls, 2009).

1.2 Organisation de l'appareil végétatif

Le thalle est l'appareil végétatif d'un champignon (Bouchet *et al.*, 1999). Il se présente sous diverses formes structurales, classées en deux catégories principales : la forme levure unicellulaire et la forme mycélienne pluricellulaire (Redecker, 2002). La première est caractérisée par sa simplicité sphérique ou sub-sphérique, où la multiplication se réalise par bourgeonnement ou bipartition (Dufresne, 2018). En revanche, le thalle pluricellulaire peut adopter une structure siphonnée ou cloisonnée. Dans le cas du mycélium siphonné, il est composé de filaments dépourvus de cloisons internes, tandis que le mycélium septé présente des cellules cylindriques avec des cloisons transversales, permettant à la fois la séparation des cellules tout en préservant la continuité des cytoplasmes grâce à des pores dans ces cloisons (Moulinier, 2003) (Fig. 2).

Certaines espèces ont la capacité d'adopter les deux formes levure et mycélienne, tandis que d'autres sont restreintes à l'une ou l'autre (Mahé, 2012).

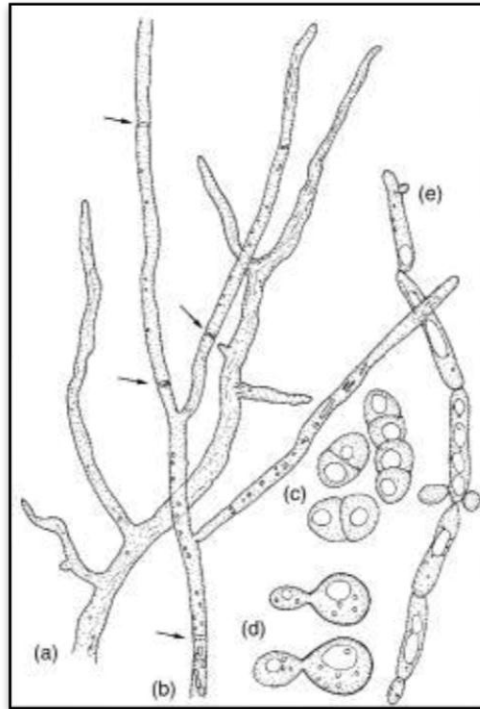


Figure 2. Diverses formes de croissance de champignons. (a) Hyphe asepté. (b) Hyphe ramifiée cloisonnée. Les septa sont indiqués par des flèches. (c) Cellules de levure se divisant par fission binaire. (d) Cellules se divisant par bourgeonnement (Webster *et al.*, 2007).

1.3 Paroi et organisation cellulaire

La paroi cellulaire des champignons est principalement composée de chitine, un polysaccharide complexe qui confère rigidité et résistance aux cellules fongiques (Riquelme *et al.*, 2018). Des études ont montré que la composition chimique de la paroi cellulaire varie selon les différents groupes de champignons, avec la présence possible d'autres polysaccharides tels que la cellulose, le glucane ou la mannane (Bartnicki-Garcia, 1968) (Fig. 3). La paroi cellulaire joue un rôle crucial dans le maintien de la forme cellulaire, la protection contre les stress environnementaux et la régulation des échanges de substances avec l'environnement (Latgé, 2007).

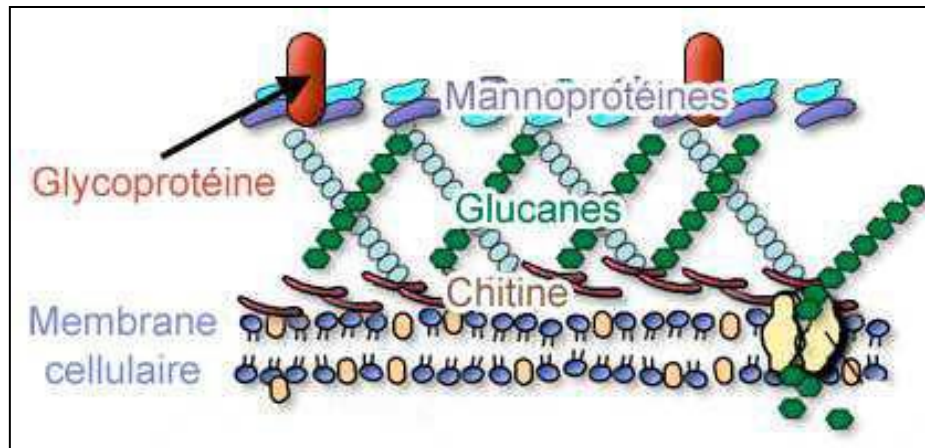


Figure 3. Schématisation de la structure de la paroi fongique (Nwe et Stevens, 2008).

Les champignons peuvent également former des structures spécialisées telles que les sporanges, qui contiennent des spores de reproduction et les rhizomorphes, qui sont des structures de transport et de colonisation du substrat (Gaudry, 2012).

1.4 Reproduction des champignons

La reproduction est le processus biologique par lequel de nouveaux descendants sont engendrés à partir de leurs parents. Chez les Mycètes, la reproduction se divise principalement en deux types : la reproduction sexuée et la reproduction asexuée (Moore, 2011)(Fig. 4).

La reproduction asexuée se déroule sans fusion de gamètes. Les champignons se multiplient par bourgeonnement, mitose, fragmentation ou par formation de spores (Carip *et al.*, 2015). La dispersion des spores peut s'effectuer via divers modes, tels que la dispersion par le vent, par les animaux (notamment par les insectes) et même par les graines des plantes colonisées (Dube, 2013).

La reproduction sexuée comprend trois phases distinctes : la plasmogamie, la caryogamie et la méiose (Jennings et Lysek, 1996 ; Chabasse *et al.*, 2002). La plasmogamie correspond à la fusion de deux cellules haploïdes, donnant naissance à une cellule dicaryotique, qui possède deux types de noyaux haploïdes. Ces noyaux fusionnent lors de la caryogamie, suivie par la méiose, qui transforme une cellule diploïde en quatre cellules haploïdes distinctes (Dube, 2013).

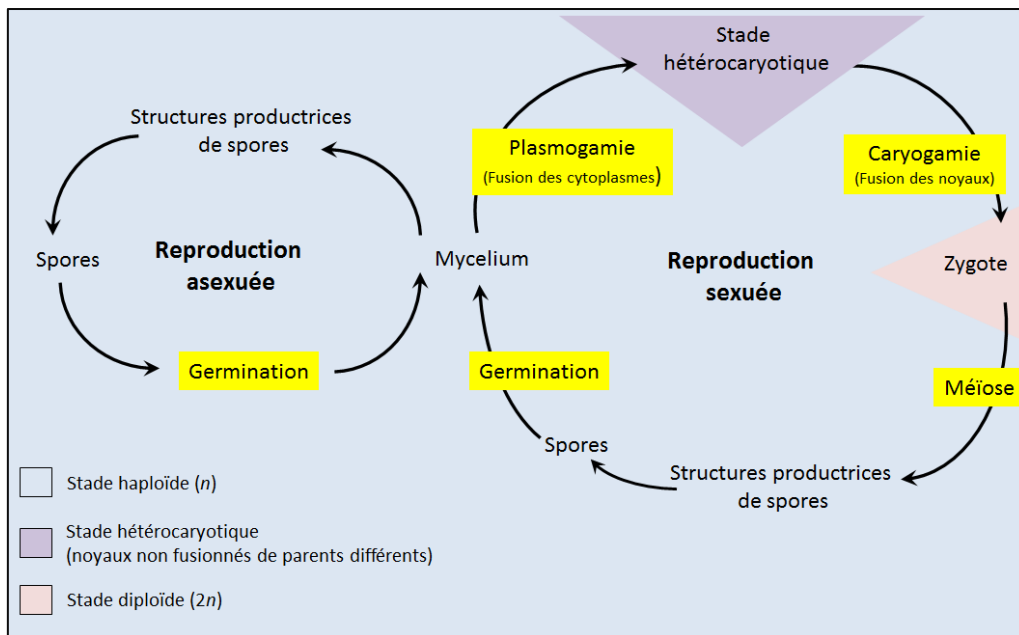


Figure 4. Reproduction sexuée et asexuée chez les Mycètes (Deacon, 2005).

1.5 Classification

Historiquement, la classification des champignons reposait principalement sur des critères morphologiques (Kandawatte *et al.*, 2021), ainsi que sur des considérations liées à leur habitat, leur localisation et leur mode de vie (Fons *et al.* 2018). Cependant, de nos jours, cette classification a évolué vers une approche phylogénétique qui reflète une meilleure compréhension de la relation évolutive entre les différents groupes de champignons, en se basant sur leur histoire évolutive et leurs relations génétiques, plutôt que sur leurs caractéristiques morphologiques externes.

La plupart des manuels d'introduction à la mycologie mentionnent quatre principaux groupes (phyla) de véritables champignons : les Ascomycota, les Basidiomycota, les Chytridiomycota et les Zygomycota. De récentes études ont également révélé l'existence de phyla supplémentaires, tels que les Glomeromycota, autrefois classés parmi les Zygomycota, qui établissent une symbiose avec les racines de la plupart des plantes. Les Microsporidia, un groupe d'organismes parasites vivant à l'intérieur des cellules animales, sont désormais inclus dans le Royaume des Fungi (Little *et al.*, 2012) (Fig.5).

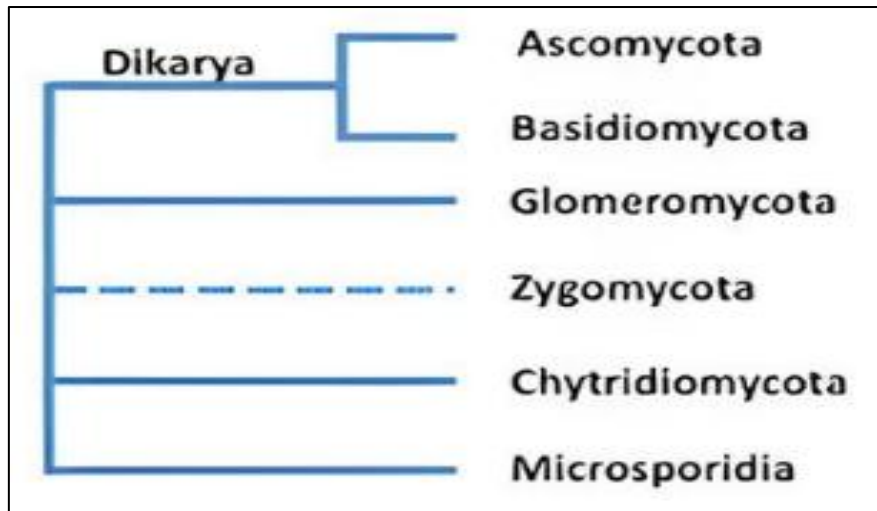


Figure 5. Principaux groupes des Eumycota (Little *et al.*, 2012).

1.5.1 Chytridiomycota

Le phylum des Chytridiomycota représente la plus ancienne lignée évolutive parmi les champignons, étant considérés comme les plus primitifs, comprenant les chytrides qui ont évolués à partir de plusieurs ancêtres différents au fil du temps tel que les Protistes, les Blastoclades et les Neocallimastigomycota, ce qui en fait un groupe polyphylétique (Bar-Hen *et al.*, 2008). Leur caractéristique distinctive réside dans la présence exclusive de spores uniflagellées. Cette particularité les confine généralement aux environnements aquatiques et aux sols humides (James *et al.*, 2000), où ils ont développé des caractéristiques uniques, telles que la présence de flagelles chez certaines espèces et la production de zoospores par reproduction asexuée (Sparrow 1960), qui leur permettent de nager dans l'eau à la recherche de nouveaux habitats favorables. Ils produisent aussi des cellules spécialisées appelées gamètes, qui se développent ensuite en une structure de repos appelée zygospore, produite par des organes reproducteurs mâles et femelles par reproduction sexuée (Gleason et Lilje, 2009). Malgré leur taille microscopique, ces organismes peuvent former du mycélium et sont principalement saprophytes, se développant aussi bien dans des conditions aérobies qu'anaérobies (Powell, 1993). Ils peuvent être unicellulaires ou filamenteux (Lutzoni *et al.*, 2004 ; Raven *et al.*, 2007) (Fig. 6).

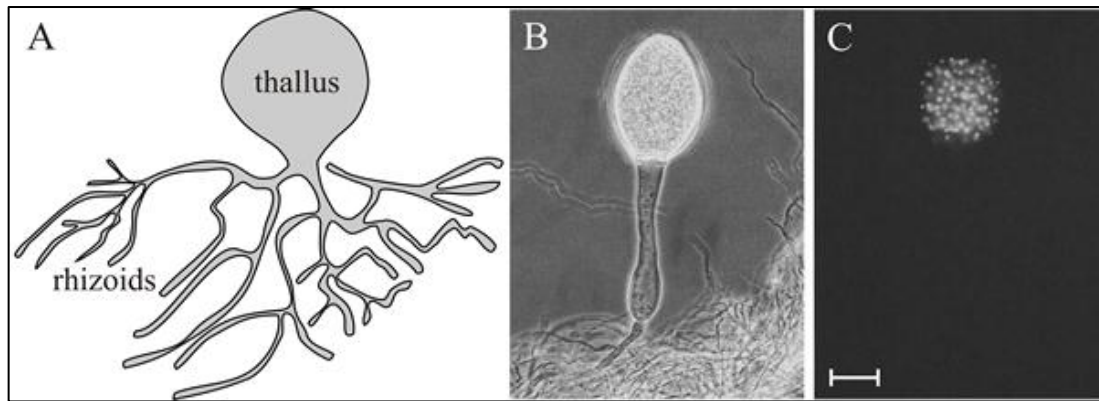


Figure 6. Morphologie générale des chytrides. A, schéma d'un thalle de chytride B, microphotographie à contraste de phase d'un thalle du chytride du rumen, *Neocallimastix sp.*, C, le même champ de vision qu'en B, mais cette fois avec coloration par fluorescence au DAPI (4'-6-diamidino-2-phénylindole)¹.

1.5.2 Zygomycota

Les Zygomycota sont des champignons omniprésents, largement répandus et jouant un rôle crucial dans une diversité d'interactions au sein des écosystèmes naturels (White *et al.*, 2006). Ils se retrouvent principalement dans des environnements terrestres (Kendrick, 2000). Il existe également des espèces qui prospèrent dans des environnements aquatiques, tels que les eaux douces, les sols humides ou les débris végétaux immergés (Ingold, 1975). Ils sont caractérisés par des hyphes non cloisonnés, à l'exception de leurs organes reproducteurs (Raven *et al.*, 2007). Ces organismes présentent une structure coenocytique et se reproduisent sexuellement par la formation de spores à paroi épaisse, connues sous le nom de zygospores (Benny *et al.*, 2001). Ils peuvent également se reproduire de manière asexuée par la formation de sporanges (Blackwell, 2011) (Fig. 7).

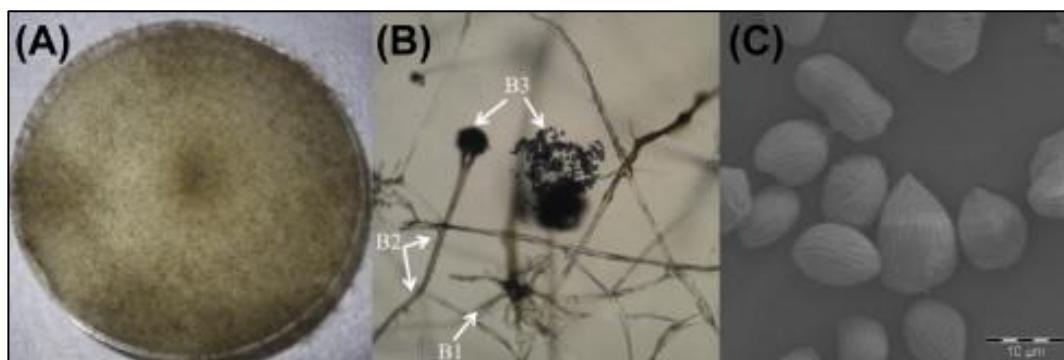
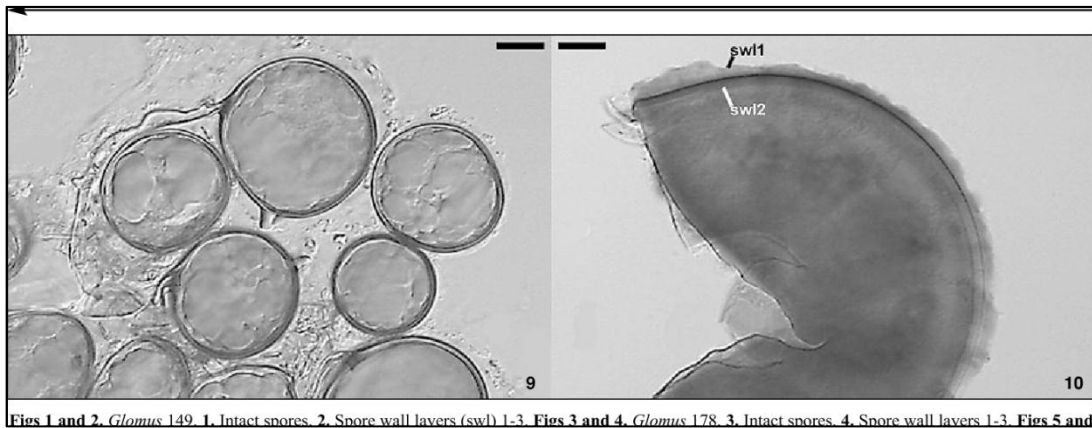


Figure 7. Morphologie de *Rhizopus stolonifer* : (A) sur boîte de Pétri, (B) photomicrographie optique montrant (B1) rhizoïde ramifié (B2) columelle (B3) sporangiophore avec les sporangiospores, et (C) micrographie montrant la diversité de sporangiospores (Bautista-Baños *et al.*, 2014).

¹<https://www.davidmoore.org.uk/21st_century_guidebook_to_fungi_platinum/Ch03_02.html>

1.5.3 Glomeromycota

Le Phylum des Glomeromycota regroupe les champignons mycorhiziens à arbuscules et vésicules, qui forment des réseaux filamenteux appelés hyphes et qui s'étendent sur de vastes zones dans le sol, une caractéristique qui les distingue (Morton et Benny, 1990). Ce phylum récemment identifié, comprend des champignons symbiotiques et strictement biotrophes des plantes, établissant des associations mycorhiziennes à arbuscules avec les racines de plus de 90% des espèces végétales terrestres (Fitter *et al.*, 2011). Ceci donne aux plantes un accès amélioré aux nutriments et à l'eau du sol (Smith et Read, 2008). Ils se présentent principalement sous forme filamenteuse et ne possèdent pas de flagelles au niveau des spores (Lutzoni *et al.*, 2004) (Fig. 8).



Figs 1 and 2. *Glomus* 149. 1. Intact spores. 2. Spore wall layers (sw1) 1-3. Figs 3 and 4. *Glomus* 178. 3. Intact spores. 4. Spore wall layers 1-3. Figs 5 and

Figure 8. Spores de *Ammophila arenaria* (Błaszowski & Czerniawska, 2011) .

1.5.4 Basidiomycota

Les Basidiomycota se distinguant par leur capacité avancée de dégradation de la matière ligno-cellulosique et sont principalement des organismes saprophytes, qui dégradent la matière organique morte, tels que les feuilles, les branches et les troncs d'arbres, en libérant des nutriments essentiels dans le sol. Ils peuvent être symbiotiques et forment des associations avec d'autres organismes. Par exemple, les champignons mycorhiziens à ectomycorhizes établissent des partenariats symbiotiques avec les arbres, où les champignons fournissent des nutriments minéraux essentiels aux arbres, en échange de composés carbonés provenant de la photosynthèse. Certains sont des parasites de plantes, d'insectes ou d'autres champignons. Par exemple, le champignon parasite *Armillaria mellea* est responsable de la pourriture des racines et du collet de nombreux arbres, tandis que le champignon parasite *Cryptococcus neoformans* peut provoquer une maladie respiratoire chez les humains et les animaux (Hibbett et Thorn, 2001). Leurs hyphes présentent des cloisons complètes, avec des perforations, qui isolent les structures reproductrices telles que les spores. La reproduction sexuée se fait par la

formation de basidiospores présentes sur des basides, qui sont dispersées par le vent à maturité (Raven *et al.*, 2007) (Fig. 9).

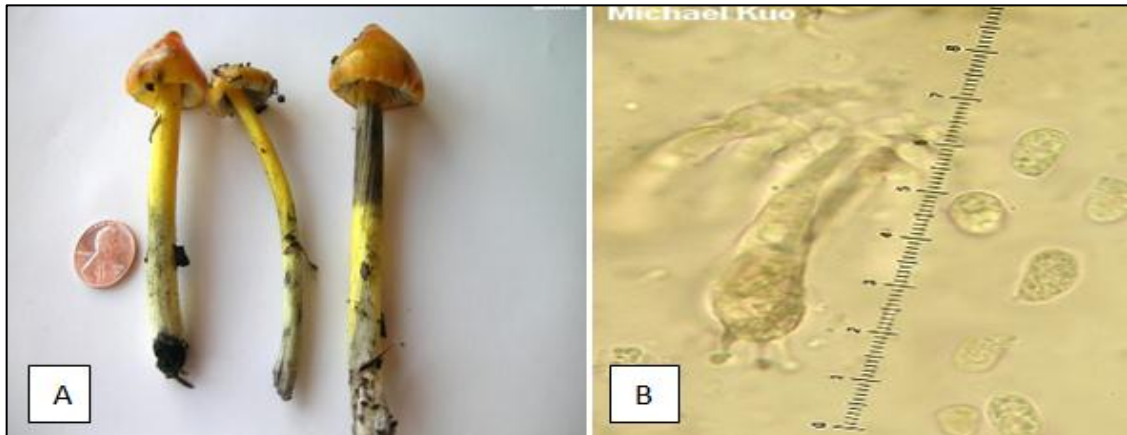


Figure 9. (A) *Hygrocybe singeri* espèce Basidiomycète, (B) Basidium et spores de *Hygrocybe singeri*².

1.5.5 Ascomycota

Les Ascomycota sont à la fois terrestres et aquatiques. Ils jouent un rôle significatif dans divers domaines, tels que l'agroalimentaire et la pharmacologie (Fischer et Money, 2009). Ils représentent la grande majorité des champignons impliqués dans des associations lichéniques (Hibett *et al.*, 2007) et leur mode de vie comprend une large distribution de saprophytisme et de parasitisme et peuvent être aussi symbiotique (Deising, 1997). Les Ascomycota se caractérisent par des thalles unicellulaires ou pluricellulaires filamenteux et septés. Lors de la reproduction sexuée, ils développent des cellules spécialisées appelées asques. Suite à la caryogamie et à la méiose, ces asques produisent des ascospores (Bennett, et Turgeon, 2008) (Fig. 10).

²<https://www.mushroomexpert.com/hygrocybe_singeri.html>

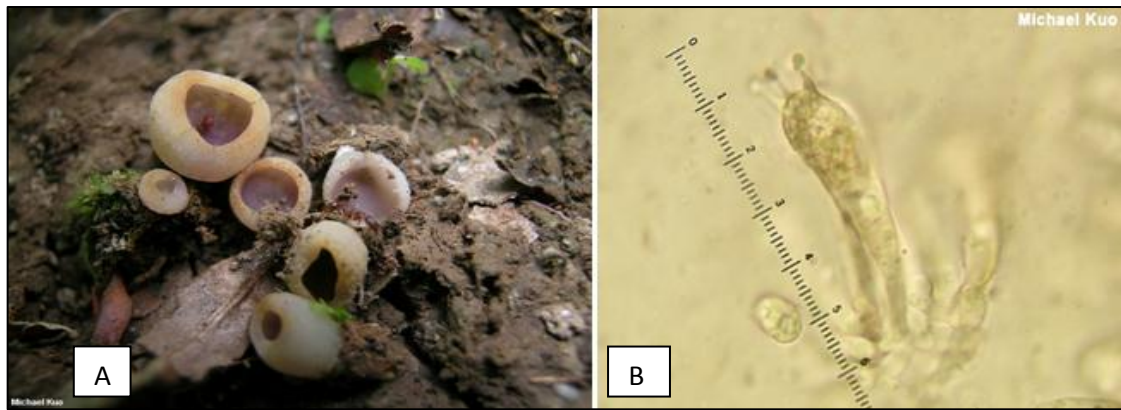


Figure 10. (A) *Peziza michelii*, (B) Asque et spores³.

Les phyla des Ascomycota et des Basidiomycota forment le groupe des Dikaryotes, dit Dikarya, représentant la majorité des espèces fongiques répertoriées, soit environ 67 000 sur les 100.000 recensées (Taylor *et al.*, 2004).

1.6 Mode de vie des champignons

Au fil de l'évolution, les champignons ont diversifié leurs modes de vie, leur permettant de coloniser efficacement une multitude d'environnements. Ils peuvent adopter des modes de vie symbiotiques, saprophytes ou parasites, leur conférant une grande adaptabilité et une capacité d'exploitation remarquable (Lillo La Chiussa, 2002).

1.6.1 Symbiose

La symbiose mycorhizienne est l'exemple le plus connu de ce mode de vie. C'est une association étroite et obligatoire entre deux organismes vivants (Moulmier, 2003). Cette relation est caractérisée par son intimité, impliquant la pénétration des tissus de l'un des organismes dans ceux de l'autre et sa durabilité, tout en étant mutuellement bénéfique (Garbaye, 2013). Les mycorhizes, qui en sont le résultat, sont des associations entre les racines des plantes et les mycéliums des champignons, répandues à travers la nature (Bouchet *et al.*, 2005). Cette forme de symbiose est présente chez environ 95% des plantes vasculaires, soulignant son importance écologique et sa prévalence dans les écosystèmes terrestres (Crozet et Canard, 2016).

1.6.2 Parasitisme

Les champignons parasites perturbent le fonctionnement métabolique et la croissance de leur hôte, provoquant des déséquilibres physiologiques graves qui compromettent le développement de ce dernier. Ces parasites prélèvent des substances essentielles à leur survie

³<https://www.mushroomexpert.com/peziza_michelii.html>

aux dépens de leur hôte, le privant ainsi de ressources nécessaires. Dans la nature, cette interaction n'est pas néfaste. Certains champignons sont utilisés d'ailleurs par l'homme, dans des stratégies de lutte biologique contre les insectes nuisibles. Par exemple, *Beauveria bassiana*, un Ascomycète imparfait, est connu pour parasiter divers ravageurs, tels que le carpocapse des arbres fruitiers (Bouchet *et al.*, 2005).

1.6.3 Saprophytisme

Les espèces saprophytes se nourrissent en décomposant les matières organiques mortes d'origine animale ou végétale, telles que l'humus, les débris végétaux et divers déchets organiques. Alors que la majorité des champignons microscopiques (Micromycètes) adoptent ce mode de nutrition, seuls 40 à 45 % des champignons de plus grande taille (Macromycètes) sont saprophytes. Adaptés à une grande diversité de substrats, les champignons saprophytes synthétisent une variété d'enzymes qui leur permettent de jouer un rôle crucial dans la décomposition de la matière organique. En tant que "nettoyeurs" des écosystèmes, ils contribuent à maintenir l'équilibre en décomposant les matières mortes, un processus indispensable au recyclage des nutriments (Bouchet *et al.*, 2005). Cette activité revêt une importance capitale dans les cycles biogéochimiques, en favorisant la minéralisation des matières organiques mortes et en assurant le retour des éléments nutritifs dans les écosystèmes (Marouf et Reynaud, 2007).

Parallèlement à ces modes de vie traditionnels, il convient de mentionner que les champignons peuvent également exister en tant qu'organismes libres, endophytes ou épiphytes. Les organismes libres peuvent se trouver dans des habitats variés, des sols aux débris végétaux en passant par les milieux aquatiques. Les endophytes, quant à eux, vivent à l'intérieur des tissus végétaux, tandis que les épiphytes colonisent la surface des plantes, comme les feuilles ou les branches. Cette diversité d'habitats et de modes de vie témoigne de l'adaptabilité remarquable des champignons dans les différents écosystèmes.

1.7 Champignons épiphytes

1.7.1 Introduction

Le terme « épiphytes » vient du grec épi qui veut dire « sur » et python qui veut dire « plante » ; il a été introduit pour la première fois par Mirbel dans son livre de « physiologie végétale et de botanique », faisant référence à un organisme qui pousse sur une plante vivante pour se soutenir et se maintenir (Del Claro *et al.*, 2009). Ils sont une partie intégrante du microbiome de la plante ; ils infectent les plantes sans déclencher de symptômes visibles de la maladie, la relation est mutualiste et procure à l'hôte beaucoup d'avantages (Brodersen *et al.*, 2015).

Les épiphytes peuvent être des organismes variés, y compris des plantes, des animaux, des microbes, tels que les bactéries et les champignons, ainsi que les virus (Zotz et Hietz, 2001). Ils colonisent les surfaces végétales, animales ou minérales, tirant souvent leurs nutriments et leur soutien structurel de leur hôte, sans lui causer de dommages significatifs. Ces organismes peuvent adopter plusieurs modes de vie, notamment le parasitisme, la symbiose et le saprophytisme (Nadkarni *et al.*, 2019).

Les épiphytes fongiques constituent un groupe polyphylétique à répartition mondiale. Ils sont définis comme des guildes nutritionnelles spécialisées trouvées à la surface des parties végétales vivantes, en particulier sur les feuilles (Schoch *et al.*, 2009). Citons comme exemple, certains champignons tels que ceux de la famille des Micropeltidaceae, qui colonisent les surfaces foliaires des plantes. En effet, ils tirent profit des nutriments disponibles dans cet environnement foliaire (Hofmann *et al.*, 2010). Des études, comme celle menée par Zeng *et al.* (2019) ont montré que la diversification de certains champignons épiphytes, comme les Micropeltidaceae, a coïncidé avec la divergence de leurs plantes hôtes. Cela suggère que les interactions avec les hôtes peuvent jouer un rôle important dans l'évolution des épiphytes.

La présence de champignons épiphytes est influencée par divers facteurs, tels que la disponibilité des nutriments, l'humidité, l'âge et le type de feuille, ainsi que la présence d'inhibiteurs (Grbić *et al.*, 2015).

1.7.2 Diversité et Complexité des champignons épiphytes

La diversité des champignons épiphytes est remarquable (Jones *et al.*, 2019). Leurs formes, couleurs et textures varient largement, ajoutant une touche de diversité visuelle aux écosystèmes (Hawksworth, 2001). Certains champignons épiphytes présentent des morphologies spectaculaires, telles que des fructifications colorées ou des structures en forme de coupe, tandis que d'autres sont plus discrets, se confondant souvent avec leur environnement (Lücking *et al.*, 2017). Cette diversité morphologique et fonctionnelle des champignons épiphytes est également reflétée dans leurs interactions complexes avec d'autres organismes (Johnson *et al.*, 2015). Leurs interactions avec les insectes et les microorganismes sont également importantes, contribuant à la dynamique des communautés biologiques dans les écosystèmes où ils se trouvent (Mueller *et al.*, 2004).

1.7.3 Rôles des champignons épiphytes

Les champignons épiphytes peuvent jouer des rôles variés dans tous les écosystèmes, allant de la décomposition de la matière organique à la symbiose avec les plantes hôtes (Davey *et al.*, 2012).

En colonisant une grande diversité de substrats, des forêts tropicales humides aux déserts, les épiphytes jouent un rôle crucial dans le fonctionnement des écosystèmes (Körner, 2021). Ils fournissent des habitats et des niches écologiques pour une variété d'organismes, contribuent à la biodiversité globale et participent aux cycles biogéochimiques, en recyclant les nutriments et en améliorant la fertilité des sols (Nadkarni et Matelson, 2019), en libérant des éléments nutritifs tels que l'azote, le phosphore et le potassium (Vandermeer et Boucher, 2021). Cette contribution à la fertilité des sols favorise la croissance des plantes hôtes et influence la dynamique des communautés végétales dans les écosystèmes forestiers (Hättenschwiler et Vitousek, 2000). En fait, leur présence influence la diversité et la distribution des espèces dans les écosystèmes, en créant des microhabitats uniques et en modifiant la disponibilité des ressources pour d'autres organismes (Benzing, 2019).

1.8 Champignons marins

1.8.1 Introduction

Au XIX^e siècle, les premières données sur les champignons marins ont émergé grâce à des études utilisant des méthodes microscopiques et de culture (Kohlmeyer & Kohlmeyer, 1979). Depuis lors, une exploration progressive des habitats marins a révélé une diversité considérable de champignons, bien que seulement une petite fraction des espèces décrites soit exclusivement associée à ces environnements (Amend *et al.*, 2019).

Cette diversité taxonomique des champignons marins est mise en lumière par des analyses moléculaires récentes, révélant une multitude de formes et de lignées dans les milieux marins, notamment les Chytrides et diverses formes multicellulaires (Amend *et al.*, 2019). Ces champignons marins se retrouvent dans une gamme étendue d'habitats marins, allant des fonds hydrothermaux aux plages sablonneuses à marée basse et montrent une adaptabilité surprenante, en vivant sur ou à l'intérieur d'autres organismes vivants, comme les algues, les coraux et les éponges (Gladfelter *et al.*, 2019).

Cependant, une question persiste dans le domaine de la mycologie marine est celle de distinguer les champignons véritablement "marins" des espèces également présentes dans les environnements terrestres, mettant en évidence les remarquables capacités d'adaptation des champignons (Amend *et al.*, 2019).

En parallèle à ces travaux de mycologie, les champignons marins sont devenus une source d'intérêt en raison des nombreux composés bioactifs qu'ils produisent, offrant un potentiel thérapeutique important dans des domaines tels que les antimicrobiens, les antioxydants et les agents anticancéreux (Sarma, 2019).

La plupart des champignons marins sont de taille microscopique et occupent divers rôles écologiques. Ils peuvent agir en tant que parasites sur les plantes ou les animaux, former des associations symbiotiques avec les algues par exemple, ou encore se comporter en

saprophytes, en décomposant la matière organique morte d'origine végétale ou animale (Raghukumar, 2008).

1.8.2 Diversité des champignons marins

Pendant longtemps, la diversité fongique a été largement associée à la diversité des habitats terrestres, reléguant ainsi les champignons marins à l'ombre, bien qu'on estime qu'il existe plus de 10 000 espèces de champignons marins (Amend *et al.*, 2019).

Les études ont identifié environ 530 champignons marins, appartenant à 321 genres, dont la majorité (424 espèces) appartiennent aux Ascomycota, suivis des champignons mitosporiques (94 espèces) et des Basidiomycota (12 espèces) (Jones, 2011).

Il est intéressant de noter que plus de 80% des champignons marins appartiennent aux Ascomycota, suggérant une adaptation évolutive remarquable à l'environnement marin (Jones et Alias, 1997). Cette adaptation inclut des caractéristiques, telles qu'un corps fructifère microscopique et des spores dotées d'appendices ou de gaines mucilagineuses, qui facilitent la dispersion et l'attachement, aidant ainsi ces champignons à survivre dans des conditions salines fluctuantes.

1.8.3 Phyla des champignons marins

Dans le contexte actuel, les champignons marins montrent une diversité écologique remarquable, appartenant aux phyla des Ascomycota, Basidiomycota, Chytridiomycota et Zygomycota. Ils colonisent une grande variété de substrats, incluant le bois et les feuilles en décomposition, les algues, les coraux, ainsi que les animaux et sont présents dans des environnements, tels que les sols et les sédiments. Jouant un rôle crucial dans le cycle des nutriments, les champignons marins constituent une source essentielle de produits naturels. Il est fréquent que les chercheurs soient surpris de découvrir que de nombreux champignons détectés dans les environnements marins sont déjà bien caractérisés à partir d'habitats terrestres ou végétaux, même lorsque ces échantillons marins sont prélevés dans des zones éloignées des apports terrestres évidents (Pang et Hyde, 2009).

1.8.4 Modes de vie

Les champignons marins vivent aux dépens de substrats organiques, dont ils tirent l'énergie grâce à un arsenal d'enzymes tout comme leurs homologues terrestres (Liberra et Lindequist, 1995). D'un point de vue écologique, ces champignons marins ont adopté trois types de modes de vie à savoir le saprophytisme, le parasitisme et la symbiose.

1.8.5 Importance des champignons marins

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 champignons 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 et Pointing, 2000).

Sur le plan économique, les champignons marins ont un potentiel commercial important en raison de leur capacité à produire des composés bioactifs. De nombreux champignons marins ont été identifiés comme des sources potentielles de molécules aux propriétés médicinales, notamment des antibiotiques, des antioxydants et des agents anticancéreux (Sarma, 2019).

En outre, les champignons marins sont également étudiés pour leur potentiel dans des applications biotechnologiques, telles que la dépollution des eaux contaminées par des hydrocarbures ou des métaux lourds (Raghukumar, 2002). Leur capacité à dégrader des substances toxiques en fait des candidats prometteurs pour des stratégies de bioremédiation environnementale.

Chapitre 02. Posidonia oceanica

2.1 Introduction

Les plantes à fleurs marines ou Magnoliophytes marines sont des Angiospermes, qui ont évolué à partir d'ancêtres terrestres, pour coloniser les milieux aquatiques au cours du Crétacé, il y a environ 120 millions d'années (Les *e tal.*, 2015). Avant cela, environ 475 millions d'années auparavant, à l'Ordovicien de l'Ère primaire, leurs lointains ancêtres avaient quitté le milieu marin pour s'aventurer sur les continents (Harper, 2018). A la fin de cette ère, les Phanérogames continentales retournent dans le milieu marin pour constituer l'ensemble des Phanérogames marines (Taylor *et al.*, 2009).

Les Magnoliophytes marines, bien qu'elles soient peu nombreuses, occupent une place écologique de premier plan dans les écosystèmes côtiers. Nombre d'entre elles agissent en tant qu'espèces ingénieurs ou acteurs clés de ces écosystèmes, dont l'importance est considérable à l'échelle mondiale, notamment en Méditerranée (Duarte *et al.*, 2020). D'après les recherches de Short *et al.* (2007), il existe près de 60 espèces de Magnoliophytes marines réparties dans 4 familles et 14 genres

La Mer Méditerranée abrite cinq espèces de Magnoliophytes marines. On y trouve *Posidonia oceanica*, *Cymodocea nodosa*, *Nanozostera noltii*, *Zostera marina*, ainsi qu'une espèce originaire de la Mer Rouge, *Halophila stipulacea*, qui a colonisé la Méditerranée via le canal de Suez (Telesca *et al.*, 2015). En comparaison, l'Australie présente une biodiversité bien plus importante, avec trente espèces, dont huit appartenant au genre *Posidonia* : *P. angustifolia*, *P. australis*, *P. coriacea*, *P. denhartogii*, *P. kirkemanii*, *P. ostenfeldii*, *P. robertsonae* et *P. sinuosa* (Larkum *et al.*, 2018). La plupart des eaux côtières de la Méditerranée abritent les herbiers de posidonie, connus scientifiquement sous le nom de *Posidonia oceanica*, endémique de la mer Méditerranée. Elle est appelée aussi herbier de Neptune couvrant environ 2% du fond marin des côtes méditerranéennes (Vohník *et al.*, 2015),

Posidonia oceanica (L.) Delile appartient à la famille des Posidoniaceae. Elle constitue des peuplements denses, qui sont des formations caractéristiques du littoral méditerranéen et occupent une surface comprise entre 25000 et 50000 km². Ils sont plus abondants dans sa partie occidentale, même s'ils disparaissent près de Gibraltar et à l'embouchure des grands fleuves, que dans sa partie orientale (Marbà *et al.*, 2015). Ce sont de grandes prairies sous-marines, dont la formation nécessite un substrat préalablement préparé. Il se produit en fait une véritable succession écologique, qui aboutit à une communauté climacique dominée par la posidonie. Cette succession peut avoir lieu aussi bien sur du sable, que sur un substrat vaseux ou, plus rarement, sur un substrat dur (Buosi *et al.*, 2019).

2.2 Systématique de *Posidonia oceanica*

D'après Khodja (2013), la systématique de *Posidonia oceanica* (Linnaeus) Delile est la suivante :

Règne : Plantae

Sous règne : Viridiplantae

Embranchement : Trachéophytes

Sous-embranchement : Spermatophytina

Classe : Liliopsida

Sous-classe : Alismatida

Ordre : Potamogetonales

Famille : Posidoniaceae

Genre : *Posidonia*

Espèce : *Posidonia oceanica* (Linnaeus) Delile

2.3 Répartition géographique

Posidonia oceanica est une plante marine endémique des eaux de la mer Méditerranée. Elle y occupe des habitats côtiers peu profonds, jusqu'à une profondeur maximale d'environ 40 mètres. Son aire de répartition s'étend le long des côtes méditerranéennes, depuis la région nord-ouest de la Méditerranée jusqu'au bassin oriental, en incluant les côtes espagnoles, françaises, italiennes, maltaises, grecques et turques, ainsi que les îles de la Méditerranée comme les Baléares et la Corse. A l'Est, elle est absente des côtes d'Egypte, de Palestine et du Liban (Guidetti et Bussotti, 2016). Elle ne pénètre pas en mer de Marmara, ni en mer Noire. Enfin, elle est rare ou absente dans l'extrême Nord de l'Adriatique (Telesca *et al.*, 2015) et le long des côtes languedociennes, entre la Camargue et Port-la-Nouvelle (Romero *et al.*, 2007). Bien que la Posidonie soit largement répandue dans cette région, elle se trouve principalement dans des zones abritées, peu exposées aux forts courants et aux vagues (Boudouresque *et al.*, 2009 ; Pergent-Martini *et al.*, 2014) (Fig. 11).

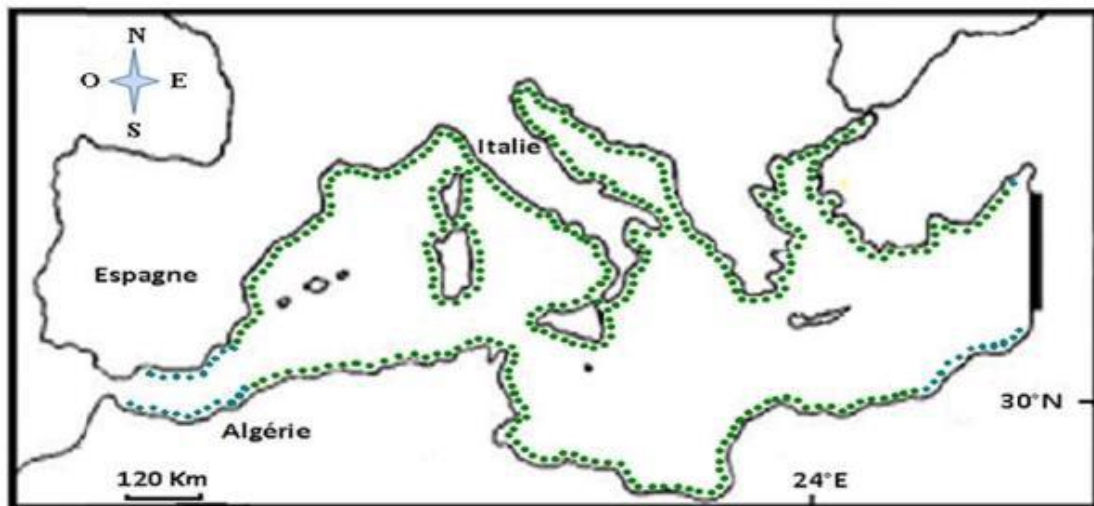


Figure 11 Distribution de *Posidonia oceanica* (ligne verte) le long du littoral de la mer Méditerranée, sur la base des informations spatiales collectées (Telesca *et al.*, 2015)

En Algérie, les splendides herbiers de posidonie enrichissent les rivages méditerranéens, s'étendant majestueusement le long des côtes d'El Tarf, Annaba, Jijel, Tizi Ouzou, Boumerdès, Alger, Tipaza, Mostaganem), Oran, Témouchent et Tlemcen (UNEP/MAP, 2016).

2.4 Ecologie

En mode calme, *Posidonia oceanica* peut se développer très près du niveau moyen de la mer ; ses feuilles s'étalent alors à la surface. La profondeur maximale dépend de la transparence de l'eau. La lumière constitue l'un des facteurs les plus importants pour la répartition et la densité de *P. oceanica* (Carruthers *et al.*, 2007). Elle craint la dessalure et dépérit immédiatement en dessous de 33‰ (Sánchez-Lizaso *et al.*, 2013). Les températures extrêmes mesurées dans un herbier à *P. oceanica* sont 9.0 et 29.2°C, Il est possible toutefois que les températures basses (moins de 10°C) et hautes (plus de 28°C) ne soient supportées mais exceptionnellement. Elle craint également un hydrodynamisme trop intense (Marbà et Duarte, 2010). Les tempêtes arrachent des faisceaux de feuilles, dont certains constitueront des boutures (Díaz-Almela *et al.*, 2011). Elles peuvent éroder la « matre », soit directement, soit en la vidant de son sédiment, ce qui la fragilise. C'est la raison pour laquelle l'herbier ne s'approche pas à plus de 1 ou 2 m de la surface.

2.5 Morphologie générale

Posidonia oceanica se distingue par ses longues feuilles rubanées et résistantes, ses rhizomes épais et ligneux, ainsi que ses racines adventives. Les feuilles de *P. oceanica* croissent en faisceaux denses, tandis que ses rhizomes s'étendent pour former des tapis

appelés "herbiers" ou "prairies", qui jouent un rôle crucial dans la stabilisation des sédiments marins. En outre, elle produit des fleurs discrètes et des fruits flottants, surnommés "olives de mer", facilitant ainsi une large dispersion de l'espèce (Traganos et Poursanidis, 2022) (Fig. 12).

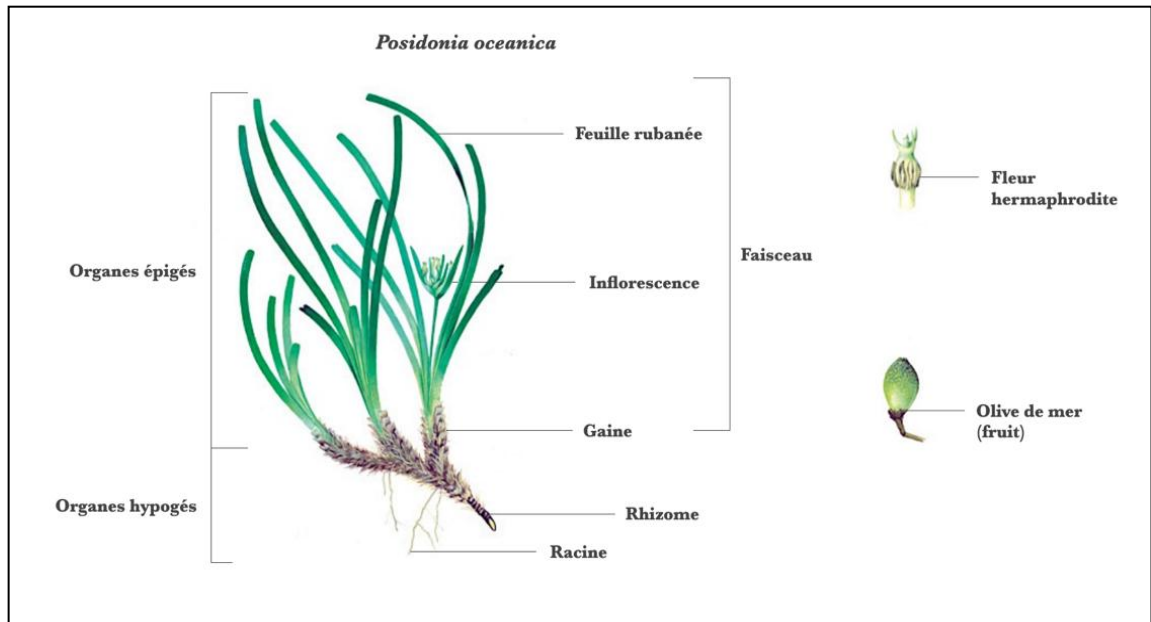


Figure 12 Morphologie générale de *P.oceanica* (Boudouresque *et al.*, 2006).

2.5.1 Racines

Les racines sont solidement ancrés et densément compacts, pour optimiser l'absorption des nutriments disponibles dans le sédiment et peuvent descendre jusqu'à 70cm (Boudouresque *et al.*, 2016). De plus, une symbiose avec des champignons mycorhiziens peut se former au niveau des poils racinaires, facilitant ainsi le flux et l'acquisition des nutriments essentiels pour la plante (Borovec et Vohník, 2018).

2.5.2 Rhizomes

Posidonia oceanica est constituée par des tiges rampantes ou dressées, généralement enfouies dans le sédiment, que l'on nomme rhizomes. Les rhizomes rampants sont dits plagiotropes (horizontaux) et les rhizomes dressés orthotropes (verticaux). Selon l'espace disponible, un rhizome plagiotrope peut devenir un rhizome orthotrope et vice et versa (Beca-Carretero *et al.*, 2020) (Fig. 13).



Figure 13. Rhizome plagiotope de *Posidonia oceanica*, d'où partent vers le haut une demi-douzaine de rhizomes orthotropes et, vers le bas, des racines. La barre d'échelle mesure 2cm. (Boudouresque et Meinesz, 1982).

2.5.3 Matte

La matte est une structure composée de rhizomes, de gaines, de racines et de sédiments, qui comblent les espaces vides. À l'exception des sédiments, ces éléments sont imputrescibles et peuvent rester conservés dans la matte pendant des centaines, voire des milliers d'années (Pergent et Boudouresque, 2014). La formation de la matte est étroitement liée à la vitesse de dépôt des sédiments : si ce dépôt est trop rapide, il peut étouffer les rhizomes, tandis qu'un dépôt trop lent empêche un ancrage adéquat, augmentant le risque de détachement des plantes (Boudouresque *et al.*, 2016) (Fig. 14).

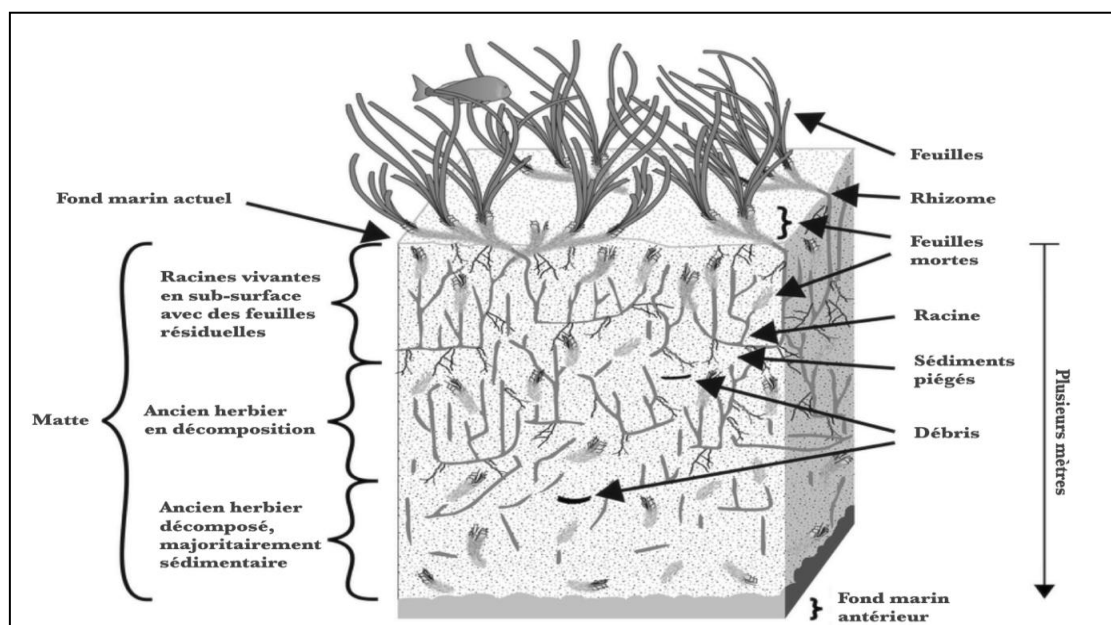


Figure 14. Structure générale d'une matte de *Posidonia oceanica*. Le matériel biologique est largement sous représenté (Votruba *et al.*, 2016).

2.5.4 Feuilles

Les feuilles de *P. oceanica* poussent en faisceaux denses, avec 4 à 8 feuilles par faisceau, d'une longueur variant généralement entre 20 et 80 cm, avec une largeur allant de 8 à 11 mm (Giraud, 1979). Elles présentent une base engainante, qui enveloppe partiellement les jeunes feuilles et possèdent une texture rigide et coriace, adaptée à leur environnement marin. Elles ont une croissance apicale, ce qui signifie que la croissance se produit à l'extrémité de la feuille. Chaque année, cette plante perd ses feuilles en automne (Bussotti *et al.*, 2022), puis de nouvelles feuilles se développent et vivent généralement entre 3 et 5 mois. Une feuille de moins de 5 cm est considérée comme étant au stade juvénile, tandis qu'une feuille de plus de 5 cm, mais sans gaine basale, est au stade intermédiaire. Le stade adulte est atteint lorsque la feuille développe une gaine basale (Fig. 15).

A leur mort, les feuilles ne se détachent pas en totalité : seul le limbe est caduc, tandis que la gaine basale, de quelques centimètres de longueur, reste fixée au rhizome (Parsons *et al.*, 2018). On lui donne alors le nom d'écaille. Les écailles (comme les rhizomes) sont peu putrescibles et se conservent donc pendant plusieurs siècles ou millénaires. Toute une série de paramètres des écailles (longueur, épaisseur, anatomie) varie de façon cyclique le long d'un cycle annuel. On désigne sous le nom de lépidochronologie l'analyse de ces cycles.



Figure 15. Différents types de feuilles dans un faisceau de *P. oceanica* (Boudouresque *et al.*, 2012). A : un faisceau entier ; on distingue les écailles à la base. B : une feuille adulte ; la gaine basale est entièrement formée. C : une feuille adulte dont la gaine commence à se former. D : une feuille intermédiaire (sans gaine basale). E : une feuille juvénile.

2.5.5 Fleurs

La floraison de *P. oceanica* se produit en automne (septembre-novembre). Les fleurs sont hermaphrodites, c'est-à-dire à la fois mâles et femelles ; 4 à 10 fleurs sont groupées en une inflorescence au sommet d'un pédoncule de 10-30cm de longueur. La floraison ne se produit pas tous les ans, surtout dans les eaux relativement froides du Nord de la Méditerranée Occidentale. Certaines années ont été marquées par une floraison particulièrement intense, à l'échelle de l'ensemble de la Méditerranée (Boudouresque et *al.*, 2024). La floraison semble induite par des températures estivales élevées et par une température de 20°C en octobre (Gobert *et al.*, 2022) (Fig. 16).

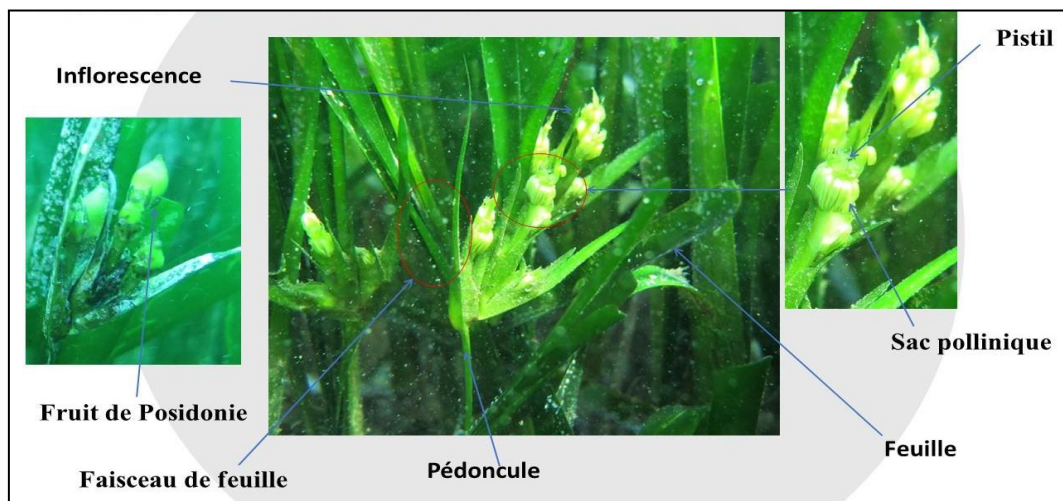


Figure 16. Inflorescence de *Posidonia oceanica* (Boudouresque *et al.*, 2024).

2.5.5 Fruits

Les fruits de *P. oceanica* nécessitent entre 6 et 9 mois pour atteindre leur maturité. Entre mai et juillet, ils se détachent et flottent pendant un certain temps à la surface de l'eau. Sous l'influence des courants, ils peuvent s'échouer en grand nombre sur les plages. Ces fruits, ayant la forme et la taille d'une olive, présentent des teintes variant du vert foncé au brun foncé, voire noir. Chaque fruit renferme une seule graine (Boudouresque et Meinesz, 1982). La germination de ces graines a été observée *in situ* à plusieurs reprises (Piazzi *et al.*, 2022) (Fig. 17).



Figure 17. Inflorescence de *Posidonia oceanica* (Boudouresque *et al.*, 2024).

2.6 Reproduction

Les herbiers marins se dispersent par reproduction sexuée, en utilisant le transport hydrodynamique des fruits et par reproduction asexuée, grâce au transport de pousses détachées (Statton *et al.*, 2017). La fréquence et l'intensité de la reproduction sexuée varient fortement chez certains individus (Balestri *et al.*, 2020). Concernant la posidonie, cette espèce favorise principalement la reproduction végétative, avec une floraison rare et une production de graines encore plus rare, ce qui explique sa faible variabilité génétique (Ruocco *et al.*, 2021) (Fig. 18).

2.6.1 Reproduction asexuée

La reproduction asexuée de la posidonie se fait principalement par multiplication végétative, via la fragmentation naturelle des rhizomes. Les rhizomes plagiotropes et orthotropes se multiplient et croissent, les premiers d'environ 3,5 à 7,5 cm par an et les seconds d'environ 1 cm par an (Ruocco *et al.*, 2022). Des études récentes continuent de confirmer ces taux de croissance et soulignent l'importance de cette méthode pour la dispersion et la colonisation des herbiers marins (O'Brien *et al.*, 2023).

2.6.2 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.

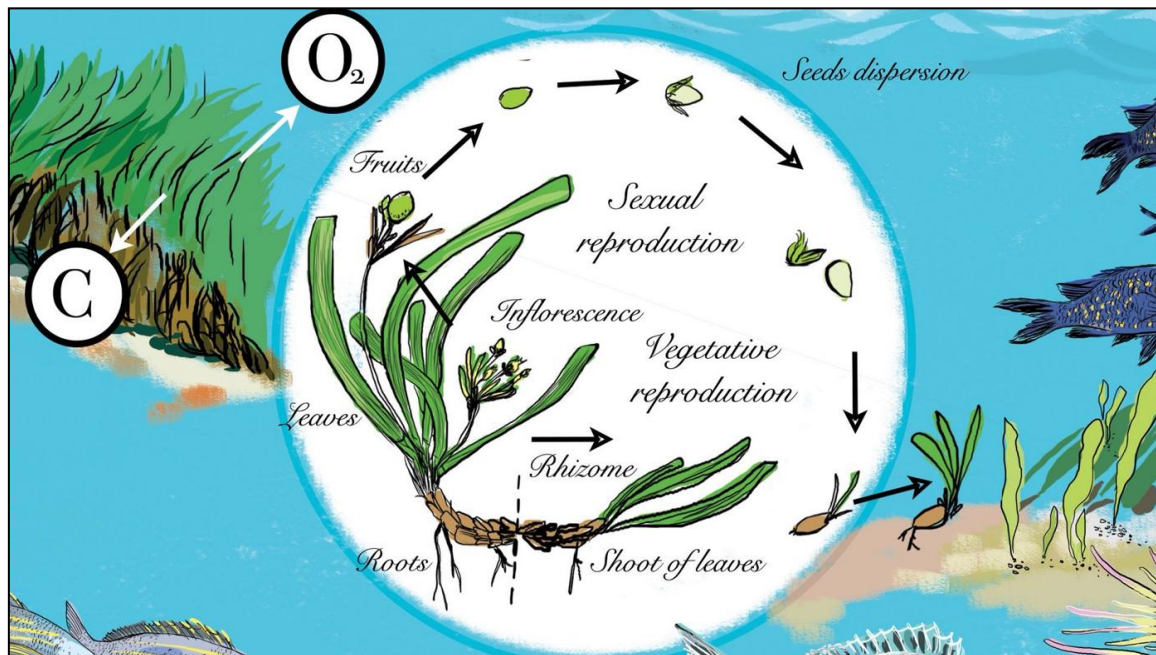


Figure 18. Représentation des étapes de la reproduction sexuée et végétative chez *Posidonia oceanica* (Sofiya Voznava/SPA-RAC).

2.7 Sensibilité de l'écosystème d'herbier à posidonie aux facteurs abiotiques

2.7.1 Luminosité

Comme pour toutes les phanérogames marines, *Posidonia oceanica* est hautement sensible à la disponibilité de la lumière et ne peut survivre en dessous de 10 à 16% de l'irradiance de surface (Alcoverro *et al.*, 2018 ; Ruiz et Romero, 2019). La lumière joue un rôle crucial dans sa croissance, sa réparation et la densité de son herbier (Ballesta *et al.*, 2017 ; Elkalay *et al.*, 2020). Cette plante peut être observée depuis la surface jusqu'à des profondeurs d'environ -30 à -40 m, en fonction de la transparence de l'eau (Boudouresque et Meinesz, 2015).

2.7.2 Salinité

Posidonia oceanica réagit sensiblement aux fluctuations de la salinité. En effet, son développement optimal nécessite une salinité située entre 29 et 38 psu (Fernandez-Torquemad et Sanchez-Lizaso, 2017). Cette caractéristique pourrait expliquer son absence aux

embouchures des grands fleuves et dans les étangs saumâtres (Boudouresque et Meneisz, 2019 ; Duarte, 2020).

2.7.3 Température

Posidonia oceanica prospère dans des eaux dont la température varie généralement entre 10,5 et 30°C, tandis que sa croissance optimale est observée dans une fourchette de 17 à 20°C (Augier *et al.*, 2020). Les températures les plus extrêmes enregistrées au sein d'un herbier de posidonie ont été de 0 et 29,2°C (Robert, 2018). D'après les travaux de Celebi *et al.* (2016), la limite maximale de température tolérée pour la croissance de cette Phanérogame est de 28,4°C.

2.7.4 Hydrodynamisme

Posidonia oceanica est vulnérable à une hydrodynamique excessive, car les tempêtes violentes peuvent arracher des faisceaux, entraînant la formation de boutures. De plus, ces tempêtes peuvent éroder le matelas de posidonie, soit directement, soit en enlevant le sédiment qui le maintient en place, ce qui affaiblit sa structure (Boudouresque *et al.*, 2021).

2.8 Rôles de l'herbier à posidonie

Les Magnoliophytes marines jouent un rôle essentiel dans les écosystèmes côtiers à travers le monde. Leur présence, bien que souvent discrète, revêt une importance écologique significative, offrant une multitude de services écosystémiques et contribuant à la santé et à la résilience des habitats marins (Beca-Carretero *et al.*, 2020) (Fig. 19).

- Habitat et Protection : les herbiers de Magnoliophytes marines fournissent un habitat vital pour de nombreuses espèces marines, offrant refuge, nurserie et zones d'alimentation. Ils aident également à protéger les côtes contre l'érosion, en stabilisant le substrat et en réduisant la force des vagues (Gilby *et al.*, 2020).
- Production de nutriments : les Magnoliophytes marines produisent 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).
- Stockage du carbone : les herbiers de Magnoliophytes marines 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).
- Filtration de l'eau : les feuilles et les racines des Magnoliophytes marines 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).

- Érosion et tempête : leur dense réseau racinaire et leur structure contribuent à réduire l'érosion côtière en stabilisant le fond marin et en dissipant l'énergie des vagues, aidant ainsi à atténuer les effets des tempêtes (Infantes *et al.*, 2020).
- Biodiversité : les herbiers de Magnoliophytes marines abritent une grande diversité d'espèces marines, contribuant à la richesse et à la diversité des écosystèmes côtiers (Unsworth *et al.*, 2014).

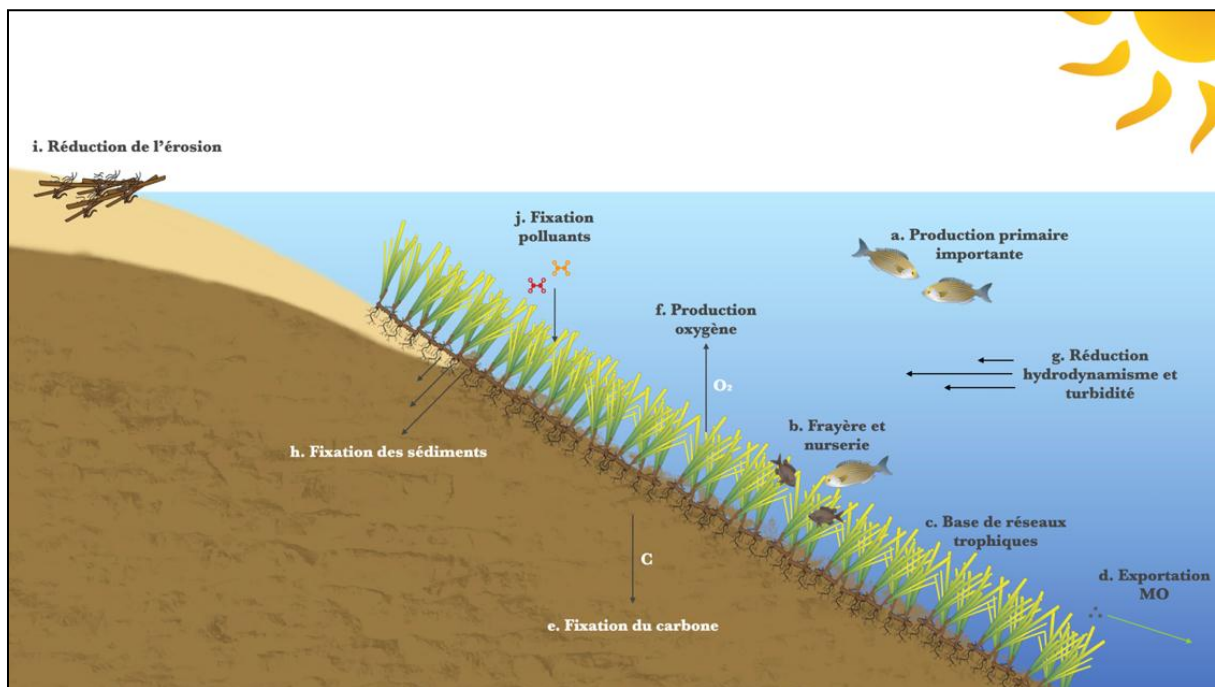


Figure 19. Rôles de l'herbier à *P.oceanica* (Gilby *et al.*, 2020).

2.9 Epiphytes de *P.oceanica*

Le terme épiphyte comprend l'ensemble des organismes vivant à la surface d'une plante. Parmi ceux-ci, on distingue les organismes mobiles et les organismes fixés. Ces épiphytes participent activement à la production primaire totale de l'écosystème « herbier » et représentent une partie très importante de la biomasse totale des feuilles de *P. oceanica* (20 à 40%) (Balata *et al.*, 2015 ; Holmer *et al.*, 2018 ; Nguyen *et al.*, 2020).

Selon Gnani *et al.* (2021), bien que les algues dominent les habitats marins dans les régions tempérées, la présence d'un mycobiote associé a été peu étudiée chez de nombreuses espèces. La posidonie contient une diversité importante de champignons. Les recherches de Jones *et al.* (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 *etal.*, 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*.

En Algérie, le travail réalisé par Bouguessir (2022) sur les épiphytes fongiques des feuilles de la posidonie de la région de Tizirt (Wilaya de Tizi Ouzou) a permis de mettre en évidence 8 genres fongiques épiphytes qui sont ; *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Phialophora*, *Rhizopus* et *Trichoderma* et une souche non identifiée (SNI), le genre *Penicillium* étant le plus abondant suivi par *Cladosporium*, les autres sont présents en proportions moins importantes. L'étude de KHALEF (2023), sur les feuilles de la posidonie de la région de Tipaza a révélé les 11 genres fongiques épiphytes qui sont: *Acremonium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Botryotrichum*, *Candida*, *Cladosporium*, *Gymnoascus*, *Neoscytalidium*, *Penicillium* et *Torula*.

Chapitre 03. Matériel et méthodes

3.1 Description de la zone d'étude

La commune d'Aïn Tagourait est une zone côtière située au nord-est de Tipaza. Elle est située à 65 km à l'ouest d'Alger. Cette commune joue un rôle crucial en tant que porte régionale de la wilaya de Tipaza et se trouve à environ 15 km à l'est du chef-lieu de cette dernière. Elle est bordée au nord par la mer Méditerranée, à l'est par la commune de Bou Ismaïl, à l'ouest par la commune de Bouharoun et Cherchell et au sud par les communes de Sidi Rached et Menaceur. S'étendant sur une superficie de 26,18 km², Aïn Tagourait dispose d'une façade maritime d'environ 10 km de long, offrant une bande côtière étroite, mais pittoresque de 150 m de large.

La plage d'El Marssa est proche de la ville de Tipaza ; elle est située à environ 15 km à l'ouest de cette dernière. La plage se trouve en zone urbaine et est aisément accessible par la route nationale N° 11. Les échantillons de posidonie ont été prélevés dans les eaux de cette plage (Fig. 20)

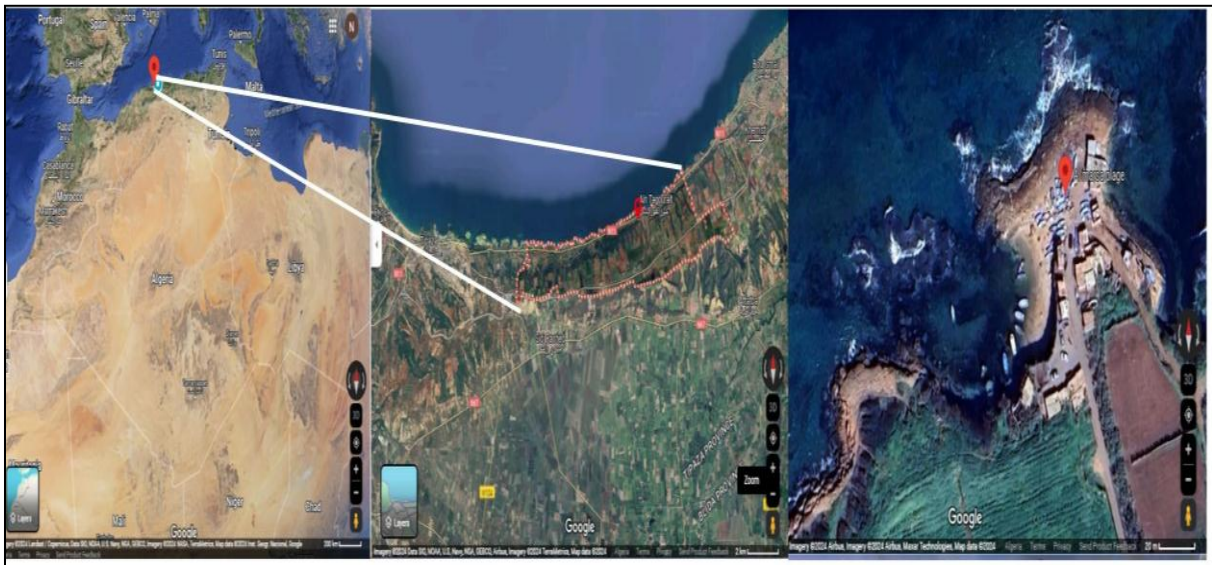


Figure 20. Position géographique de la région d'étude Aïn Tagourait (Tipaza) (Google maps, 2024).

3.2 Etude bioclimatique de la région d'Aïn Tagourait

Le climat est un élément crucial pour l'analyse d'un environnement. Il englobe divers phénomènes météorologiques, principalement la température et les précipitations. Le climat joue un rôle fondamental en tant que précurseur de toute recherche sur le fonctionnement des systèmes écologiques.

3.2.1 Températures

Les valeurs des températures mensuelles enregistrées dans la zone d'étude pour la période de 1991 à 2021 sont rassemblées dans le tableau 1.

Tableau 1. Températures mensuelles moyennes de la région d'étude pour la période 1991-2021(Climat-data, 2024)⁴.

Mois	J	F	M	A	M	J	Jlt	A	S	O	N	D
m (°C)	8.8	8.7	10.4	12.2	14.8	18.1	21	21.9	19.9	17.1	12.9	10.2
M (°C)	15.1	15.2	17.3	19.2	21.9	25.9	28.9	29.6	27	24.2	18.9	16.1
(M+m)/2 (°C)	11.9	11.9	13.9	15.9	18.6	22.4	25.3	25.9	23.5	20.6	15.8	13

m : les températures minimales en degrés Celsius.

M :les températures maximales en degrés Celsius.

D'après les données du tableau1, il ressort que le mois le plus chaud de l'année est août, affichant une température maximale de 29,6°C. À l'inverse, février se démarque comme étant le mois le plus froid, avec une température minimale atteignant 8,7°C.

3.2.2 Précipitations

Les quantités de précipitations en millimètres enregistrées dans la région d'Aïn Tagourait au cours de la période allant de 1991 à 2021 sont répertoriées dans le tableau 2.

Tableau 2. Précipitations moyennes mensuelles et annuelles pour la région d'Aïn Tagourait pendant la période allant de 1991 à 2021⁵.

Mois	J	F	M	A	M	J	Jlt	A	S	O	N	D	Total
Précipitations (mm)	84	71	70	68	54	10	2	8	33	55	84	77	616

D'après les données du tableau2, les mois de janvier et novembre ont enregistré les plus fortes précipitations, avec une quantité de 84 mm chacun, sur la période s'étendant de

⁴ <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/tipaza/ain-tagourait-321198/>.

⁵ <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/tipaza/ain-tagourait-321198/>.

1991 à 2021. En revanche, le mois de juillet a enregistré la plus faible quantité de précipitations, avec seulement 2 mm en moyenne sur la période qui s'étale de 1991 à 2021.

3.2.3 Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen

Selon le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (Fig. 21), la région d'Aïn Tagourait se caractérise par une saison sèche qui dure 5 mois (de mai à septembre).

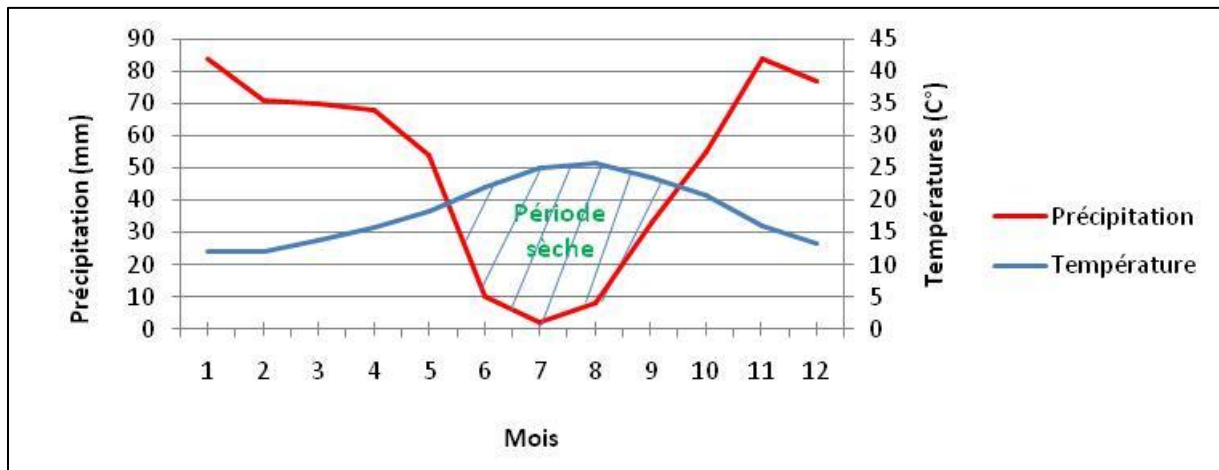


Figure 21. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de Ain Tagourait

3.2.4 Climagramme d'Emberger

Nous avons aussi utilisé le climagramme d'Emberger, afin de déterminer l'étage bioclimatique de la région de Ain Tagourait. Ceci nécessite le calcul du quotient pluviothermique d'Emberger (Q_2), qui est défini par une formule spécifique suivante :

$$Q_2 = 2000P / (M^2 - m^2)$$

avec :

P : précipitations annuelles en mm ;

m : moyenne des minima du mois le plus froid (°K) ;

M : moyenne des maxima du mois le plus chaud (°K) ;

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

Le quotient pluviothermique varie en fonction des températures impliquées, ce qui influe sur sa valeur écologique. La valeur de m revêt une importance significative, car elle reflète le degré et la durée des gelées critiques. En général, des valeurs plus basses de m indiquent des gelées plus sévères. Ainsi, il est essentiel de considérer à la fois Q_2 et m, dont les valeurs sont répertoriées ci-dessous, pour une évaluation complète (Emberger, 1971).

Station	P (mm)	M (°K)	m (°K)	(M ² -m ²)	2000P	Q ₂	Etage bioclimatique et variante
Aïn Tagourait	616	302.6	281.7	12211.87	1232000	100.88545	Subhumide à hiver chaud

Pour la région d'Aïn Tagourait, l'analyse du quotient Q₂ sur une période de 30 ans (1991-2021) révèle que cette zone correspond à l'étage bioclimatique subhumide, avec des hivers chauds (Fig. 22).

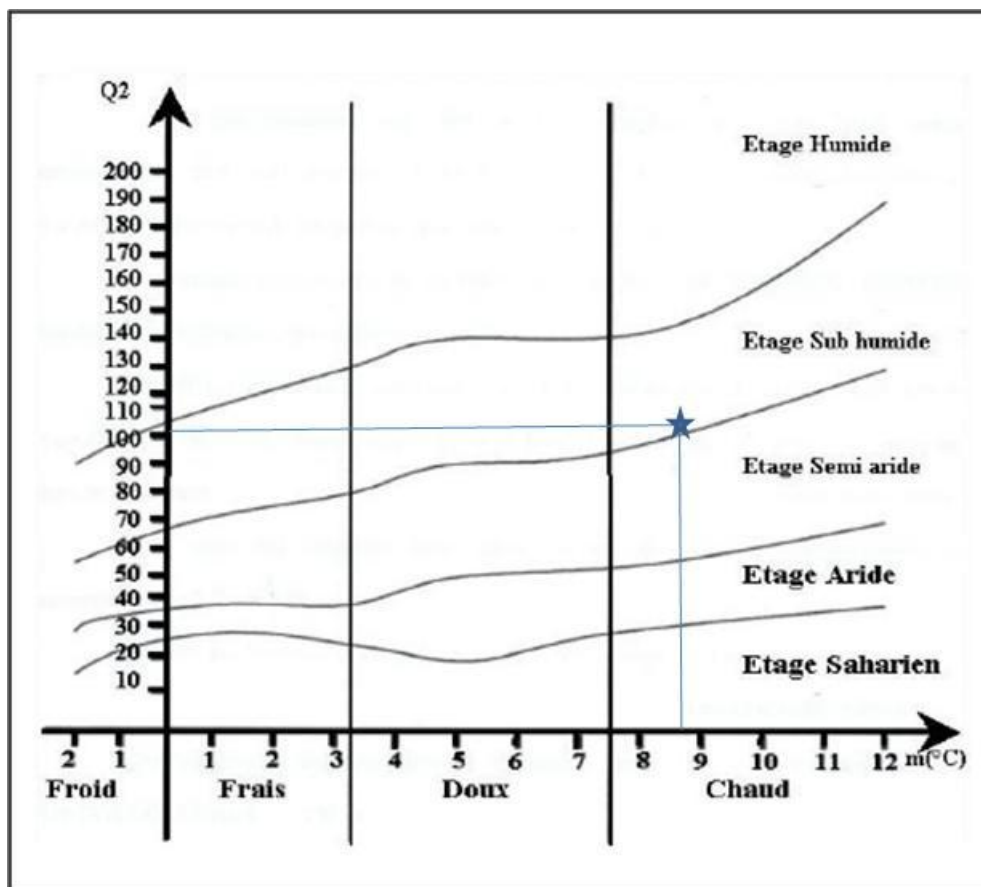


Figure 22. Position de la région d'Aïn Tagourait dans le climagramme d'Emberger (1991-2021).

3.3 Echantillonnage sur terrain

Le 18 mars 2024, sur la plage El Marssa à Aïn Tagourait (Fig. 23), dix échantillons de *Posidonia oceanica* ont été prélevés à une profondeur de 2 à 3m, avec une distance de 10 à 20 m entre chaque prélèvement.



Figure 23. Photographie de la plage El Marssa (originale, 2024).

Chaque échantillon a été placé dans un bocal rempli d'eau de mer pour être maintenu à l'état frais et étiqueté de P1 à P10 (Fig. 24). Les bocaux contenant les échantillons ont été ramenés au laboratoire après le prélèvement pour débiter l'expérimentation. Le travail expérimental a été réalisé 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 faite dans les 24 h qui ont suivies le prélèvement.



Figure 24. Feuilles de posidonie dans les bocaux étiquetés et maintenus au frais.

3.4 Mise en culture des feuilles prélevées

3.4.1 Préparation du milieu

Pour cultiver les champignons épiphytes de la phyllosphère de *P. oceanica*, nous avons d'abord préparé le milieu de culture. Nous avons opté pour le milieu semi-synthétique P.D.A (Potato-Dextrose-Agar) et une version salée de ce même milieu (Fig. 25). 2 litres du milieu P.D.A (1 litre du milieu sans sel et 1 litre du milieu avec sel), ont été préparés, dont la composition est la suivante :

- 200 g de pomme de terre lavée et pelée.
- 20 g de glucose.
- 20 g d'agar-agar.
- 1000 ml d'eau distillée stérilisée.
- 36 g de sel (pour le milieu salé).

Les étapes de la préparation du milieu sont énumérées ci-dessous.

- Laver les pommes de terre, les peler pour ensuite les couper en petits morceaux.
- Peser 200 g de pomme de terre pour les placer dans une casserole déjà remplie d'eau et laisser cuire pendant 30 minutes.
- Filtrer la mixture obtenue à l'aide d'un coton à fromage.
- Verser l'extrait filtré dans un erlenmeyer d'un litre, ajouter 20 g de glucose et 20 g d'agar-agar, compléter avec l'eau distillée jusqu'au trait de jauge.
- Poser l'Erlenmeyer sur un agitateur magnétique chauffant pour mélanger les différents constituants du milieu et le retirer après obtention d'un milieu homogène.
- Verser le milieu dans des bouteilles stérilisées au préalable et les placer dans une étuve sous une température de 120°C pendant 30 minutes.

Pour la préparation du milieu salé, nous avons répété le même protocole, en ajoutant 35 g de sel dans 1 litre d'eau distillée stérilisée.



Figure 25. Préparation du milieu P.D.A.

3.4.2 Centrifugation et mise en culture

Avant de passer à la mise en culture, il est nécessaire de passer par la centrifugation afin de séparer les champignons épiphytes de la feuille de posidonie des autres organismes existants sur cette dernière (Fig. 26), selon le protocole cité ci-dessous.

- Sortir les feuilles de posidonie du bocal, sélectionner celles en bon état et les découper en fragments de 2 cm de long.
- Sélectionner au hasard 5 fragments de feuilles pour les mettre dans un flacon de centrifugation rempli au préalable d'un volume de 10 ml d'eau distillée stérile pour le milieu non salé.
- Pour le milieu salé, on ajoute 35g de sel dans une fiole de 1000 ml, et on complète avec de l'eau distillée stérilisée jusqu'au trait de jauge. Après agitation, rempli au préalable d'un volume de 10 ml d'eau distillée stérile salée.
- Etiqueter chaque flacon et placer ces derniers dans la centrifugeuse pendant 10 minutes à une vitesse de 4 250 tours/seconde.



Figure 26. Centrifugation des feuilles de posidonie.

Après la centrifugation, nous passons à la mise en culture en suivant les étapes suivantes (Fig. 27).

- Broyer un comprimé d'antibiotique et mettre une pincée de ce dernier dans chaque bouteille du milieu P.D.A, afin d'éviter la prolifération des bactéries.
- Verser le milieu préparé dans les 60 boîtes de Pétri entre 2 becs bunsen, flamber à chaque fois l'ouverture de la bouteille après avoir rempli une boîte. 30 boîtes le milieu P.D.A normal et 30 boîtes pour le milieu P.D.A salé.
- A l'aide d'une micropipette, prélever 1 ml du surnageant du flacon après la centrifugation, puis le déposer dans une boîte de Pétri entre 2 becs bunsen. Cette opération doit se faire trois fois pour chaque flacon pour obtenir trois répétitions pour chaque prélèvement.
- Etiqueter et fermer les boîtes de Pétri avec du papier film.



Figure 27. Mise en culture du surnageant sur milieu P.D.A.

3.4.3 Identification des colonies de champignons

L'identification des Mycètes s'appuie principalement sur leur morphologie, les propriétés biochimiques étant rarement utilisées (Smith *et al.*, 2018).

a. Identification macroscopique

L'examen, basé sur les caractéristiques décrites par Dufresne (2023), est réalisé à l'œil nu et reste relativement simple.

- Texture des colonies : cotonnée, poudreuse, filamenteux, etc...
- Forme des colonies : ovoïde, envahissante, ronde, etc...
- Couleur des colonies : noire, brun, vert, rouge, jaune, etc...

b. Identification microscopique

La détermination des souches fongiques ne peut pas se faire uniquement par observation macroscopique. Une observation microscopique est nécessaire. Pour cela, un échantillon de la colonie est prélevé avec un bistouri stérilisé, puis placé sur une lame dans une goutte de gélatine glycinée, et recouvert d'une lamelle. Cette procédure se déroule entre deux becs Bunsen. La reconnaissance repose sur les caractères morphologiques des champignons (Jones et Williams, 2023) :

- hyphes cloisonnés ou non ;
- mycélium diffus, épais, coloré ou bien incolore ;
- présence et aspect des spores.

3.4.4 Traitement statistique

▪ Abondance des genres

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

$$A(\%) = (N_g / N_t) \cdot 100$$

Avec :

A : abondance des genres (%);

N_g : nombre de fois que le genre est recensé chez un sujet ;

N_t : ensemble des répétitions ayant fructifiées.

- 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 différents genres trouvés.

- Analyse en composantes principales (ACP)

Une ACP est réalisée en vue de mettre en évidence la distribution spatiale des différents genres fongiques épiphytiques, en fonction des prélèvements échantillonnés. Une APC de synthèse est aussi réalisée a fin de comparer entre les cortèges fongiques épiphytiques trouvés dans la région de Tizirten mars 2022 et dans la région de Tipaza en avril 2023 dans les mémoires de Bouguessir (2022) et Khalef (2023), respectivement. Ces ACPs ont été réalisées par le logiciel Stat Box 6.40.

4.1 Cortège fongique épiphytique recensé

Après une période de deux mois d'incubation à température ambiante des fragments de feuilles de *Posidonia oceanica*, nous avons entrepris l'identification des divers taxons de champignons épiphytes présents. Cette analyse a permis de recenser huit genres distincts d'épiphytes fongiques, à savoir: *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Rhodotorula*, *Stachybotrys* et *Trichocladium*.

Les résultats indiquent que parmi ces huit taxons fongiques, sept appartiennent au phylum des Ascomycota : *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Stachybotrys*, et *Trichocladium*. En revanche, le genre *Rhodotorula* est classé dans le phylum des Basidiomycota, comme l'illustre le tableau 3.

Tableau 3. Genres fongiques recensés des feuilles de *P.oceanica* dans la région d'Ain Tagourait.

Genres recensés	Phylum	Ordre	Famille
<i>Aspergillus</i>	Ascomycota	Eurotiales	Trichocomaceae
<i>Aureobasidium</i>	Ascomycota	Dothideales	Dothioraceae
<i>Cladosporium</i>	Ascomycota	Capnodiales	Davidiellaceae
<i>Neoscytalidium</i>	Ascomycota	Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae
<i>Penicillium</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae
<i>Rhodotorula</i>	Basidiomycota	Sporidiobolales	Sporidiobolaceae
<i>Stachybotrys</i>	Ascomycota	Hypocreales	Stachybotryaceae
<i>Trichocladium</i>	Ascomycota	Sordariales	Chaetomiaceae

Les travaux de Bouguessir (2022) et de Khalef (2023), portant sur l'étude des champignons de la phyllosphère de *Posidonia oceanica* à Tizirt et Tipaza respectivement, corroborent les résultats de cette étude. Ils démontrent en effet que le phylum le plus dominant dans le compartiment externe des feuilles de posidonie dans les trois régions étudiées est celui des Ascomycota.

L'étude menée par Velez et ses collègues (2022) portant sur différents herbiers marins a conclu à l'absence de champignons marins proprement dits dans ces écosystèmes. Cependant, elle a mis en évidence la présence de champignons facultatifs en tant qu'épiphytes foliaires sur les feuilles des herbiers marins étudiés ; ce qui corrobore nos propres observations.

L'étude de Burgaud et al. (2010), ainsi que celle de Jones et al. (2015) ont toutes deux établi que le phylum des Ascomycota est de loin le plus abondant en milieu marin, comparé aux autres phylums fongiques. Cette dominance est confirmée par des recherches récentes, y compris celles de Gonçalves et al. (2022) et un examen par des chercheurs de PLOS Pathogens en 2023. Gonçalves et ses collègues mettent en avant le rôle crucial des champignons marins dans le flux énergétique et le recyclage des nutriments, ainsi que leur importance pour la biodiversité marine. De plus, les champignons marins principalement les Ascomycota, représentent une source prometteuse de nouveaux métabolites naturels.

Conclusion et perspectives

Ce mémoire s'inscrit dans le cadre des recherches menées par le laboratoire Ressources Naturelles de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou. L'étude s'est concentrée sur la diversité et les interactions fongiques épiphytes, présents sur les feuilles de *Posidonia oceanica* dans la région d'Aïn Tagourait.

L'échantillonnage a concerné dix prélèvements de *P. oceanica*, collectés sur la plage d'El Marssa en mars 2024. Les feuilles ont été centrifugées et le surnageant a été cultivé en laboratoire sur un milieu de gélose dextrosé, à la pomme de terre (PDA).

L'identification macroscopique et microscopique des souches fongiques a révélé la présence de huit genres, à savoir : *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Stachybotrys*, *Rhodotorula* et *Trichocladium*. *Penicillium* s'est avéré être le genre dominant, représentant 67,58% des isolats, suivi par *Cladosporium* avec 8,91%.

L'ANOVA a démontré une différence significative entre les prélèvements uniquement pour le genre *Penicillium*.

L'analyse en composantes principales (ACP) a mis en évidence des relations complexes entre les genres fongiques, notamment une forte corrélation négative entre *Penicillium* et *Aureobasidium* et une interaction synergique entre *Rhodotorula* et *Aspergillus*. Les résultats suggèrent une dynamique compétitive, où *Penicillium* domine et présente des interactions antagonistes avec l'ensemble des champignons présents, tandis que les interactions positives entre *Rhodotorula* et *Aspergillus* semblent refléter des synergies potentielles. *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, et *Stachybotrys* jouent des rôles plus équilibrés et adaptatifs au sein de cette communauté fongique.

Les résultats de notre travail ont été comparés aux études de Bouguessir (2022) et Khalef (2023), qui ont identifié des genres fongiques épiphytes respectivement à Tigzirt et Tipaza. Il y a lieu de souligner la variabilité du cortège fongique d'un site à un autre, mais aussi d'une année à une autre. La seconde ACP, visant à comparer les champignons épiphytes de deux sites différents (plage Kouali et îlot de Tigzirt), a révélé des différences notables en terme de diversité et d'abondance des taxons. Le genre *Penicillium* était particulièrement abondant à Tigzirt, mais pas à Tipaza. Cette analyse a offert des informations essentielles sur la façon dont les facteurs environnementaux locaux influencent la composition des communautés fongiques épiphytes de *P. oceanica*.

Les résultats combinés de notre étude et de celle de Bouguessir (2022) et Khalef (2023), enrichissent notre compréhension de la diversité et des interactions des champignons épiphytes de *P. oceanica*, espèce endémique de la mer Méditerranée. Comprendre la variabilité, ainsi que les interactions est crucial pour développer des stratégies de conservation et de gestion des écosystèmes marins méditerranéens, en prenant en compte les rôles écologiques et les adaptations spécifiques des genres fongiques.

Bien que cette recherche constitue une première approche, elle ouvre la voie à des investigations plus approfondies, telles que :

- l'identification de nouveaux champignons épiphytes sur *P. oceanica* en échantillonnant d'autres parties de la plante, dans diverses régions et à différentes périodes, afin de dresser un tableau global du cortège fongique de cette espèce ;
- l'explication des interactions spécifiques entre les champignons épiphytes, leur hôte, et les communautés fongiques endophytes ;
- l'exploration des métabolites secondaires produits par le cortège fongique de *Posidonia oceanica*.

Références bibliographiques

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>

Alexopoulos, C. J., Mims, C. W., & Blackwell, M. (1996). *Introductory Mycology* (4th ed.). Wiley.

Allen, E. A., Hoch, H. C., Steadman, J. R., & Stavelly, R. J. (1991). Influence of leaf surface features on spore deposition and the epiphytic growth of phytopathogenic fungi. In J. H. Andrews & S. S. Hirano (Eds.), *Microbial Ecology of Leaves* (pp. 87-110). Springer-Verlag.

Aly, A. H., Debbab, A., & Proksch, P. (2011). Fungal endophytes: Unique plant inhabitants with great promises. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 90(5), 1829-1845. doi:10.1007/s00253-011-3270-y

Ambayeram, S., Puthucheary, S. D., Kalyanasundaram, R., Lee, W. Y., & Chen, P. W. (2015). Fungal diversity associated with marine seagrasses from Peninsular Malaysia. *Mycosphere*, 6(3), 263-273. DOI: 10.5943/mycosphere/6/3/5

Amend, A. S., Barshis, D. J., & Oliver, T. A. (2019). Coral-associated marine fungi form novel lineages and heterogeneous assemblages. *Fungal Ecology*, 38, 63-72. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2018.06.004>

Amend, A. S., Burgaud, G., Cunliffe, M., Edgcomb, V. P., Ettinger, C. L., Gutiérrez, M. H., ... & Gladfelter, A. S. (2019). Fungi in the marine environment: Open questions and unsolved problems. *mBio*, 10(2), e01189-18.

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/10.1016/0304-3770\(80\)90040-4](https://doi.org/10.1016/0304-3770(80)90040-4)

Bautista-Baños, S., Bosquez-Molina, E., & Barrera-Necha, L. L. (2014). *Rhizopus stolonifer* (Soft Rot). In S. Bautista-Baños (Ed.), *Postharvest Decay* (pp. 1-44). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-411552-1.00001-6>

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. doi:10.3354/meps11535

Baldrian, P., Kolařík, M., Štursová, M., Kopecký, J., Valášková, V., Větrovský, T., ... Voříšková, J. (2012). Active and total microbial communities in forest soil are largely different and highly stratified during decomposition. *The ISME Journal*, 6(3), 388-398. <https://doi.org/10.1038/ismej.2011.123>

- Ballesta, L., Cebrian, E., Ballesteros, E., & Terrados, J. (2017). Response of the seagrass *Posidonia oceanica* to different light environments: Insights from a depth-gradient study. *Marine Ecology*, 38(6), e12452. <https://doi.org/10.1111/maec.12452>
- Balestri, E., Cinelli, F., & Lardicci, C. (2020). Variability in seed production and germination success in *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Marine Biology Research*, 16(2), 129-138. doi:10.1080/17451000.2020.1712637
- Bar-Hen, A., & collaborators (2008). Evolutionary dynamics and diversity of Chytridiomycota. *Mycological Research*, 112(3), 313-322.
- Bartnicki-Garcia, S. (1968). Cell wall chemistry, morphogenesis, and taxonomy of fungi. *Annual Review of Microbiology*, 22, 87-108. <https://doi.org/10.1146/annurev.mi.22.100168.000511>
- Beca-Carretero, P., Sánchez-Lizaso, J. L., & Sánchez-Jerez, P. (2020). Contributions of seagrass meadows (*Posidonia oceanica*) to marine ecosystem services: A global meta-analysis. *Frontiers in Plant Science*, 11, 1730. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.591570>
- Bensch, K., Braun, U., Groenewald, J. Z., & Crous, P. W. (2012). The genus *Cladosporium*. *Studies in Mycology*, 72(1), 1-401. doi:10.3114/sim0003
- Bennett, R. J., & Turgeon, B. G. (2008). Fungal sex: The Ascomycota. *Microbiology Spectrum*, 6(2), 231-245.
- Benny, G. L., Humber, R. A., & Morton, J. B. (2001). Zygomycetes: Zygomycota, trichomycetes, and the evolutionary hypothesis of paedomorphosis. *Mycologia*, 93(1), 1-13.
- Benzing, D. H. (2019). *Epiphytes and Their Natural Habitats: Understanding Where Most Air Plants Grow*. University of Chicago Press.
- 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. doi:10.1016/j.aquabot.2020.103336
- Blackwell, M. (2011). The fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? *American Journal of Botany*, 98(3), 426-438.
- Blandeau, E. (2012). Etat des lieux du potentiel anticancéreux de neuf champignons macroscopiques. *Thèse pour le diplôme d'état de Docteur en Pharmacie, UFR Sciences Pharmaceutiques et Ingénierie de la santé*.
- Błaszowski, J., & Czerniawska, B. (2011). Arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*) associated with roots of *Ammophila arenaria* growing in maritime dunes of Bornholm (Denmark). *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*. [https://www.semanticscholar.org/paper/Arbuscular-mycorrhizal-fungi-\(Glomeromycota\)-with-B%C5%82aszowski-Czerniawska/2a4e81cb0ed5073279c89ce6ffb0691e365a2dfe](https://www.semanticscholar.org/paper/Arbuscular-mycorrhizal-fungi-(Glomeromycota)-with-B%C5%82aszowski-Czerniawska/2a4e81cb0ed5073279c89ce6ffb0691e365a2dfe)

Blakeman, J. P. (1993). Pathogènes dans l'environnement foliaire. *Plant Pathology*, 42, 479-493.

Bokulich, N. A., Thorngate, J. H., Richardson, P. M., & Mills, D. A. (2014). Microbial biogeography of wine grapes is conditioned by cultivar, vintage, and climate. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111, E139-E148.

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.

Bouchet, P., Guignard, J., Madulo-Leblond, G., & Gégli, P. (2000). Les champignons: Mycologie fondamentale et appliquée (2e éd., pp. 18-23). Masson.

Bouchet, P., Guignard, J., Madulo-Leblond, G., & Gégli, P. (2005). Mycologie fondamentale et appliquée (11e éd., pp. 1-36). Masson.

Bouchet, P., Lozouet, P., Maestrati, P., & Heros, V. (2005). Assessing the magnitude of species richness in tropical marine environments: Exceptionally high numbers of molluscs at a New Caledonia site. *Biological Journal of the Linnean Society*, 84(2), 421-436. DOI: 10.1111/j.1095-8312.2005.00458.x.

Bouchet, P., Le Guyader, H., & Pascal, O. (2005). *The Natural History of Madagascar*. University of Chicago Press.

Bouchet, S., Blaudez, D., & Chalot, M. (2005). Mycorrhiza: State of the Art, Genetics and Molecular Biology, Eco-Function, Biotechnology, Eco-Physiology, Structure and Systematics. Springer.

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.

BOUDOURESQUE C.F., BERNARD G., BONHOMME P., CHARBONEL E., DIVIACCIO G., RUITON S., TUNESI L., 2006. Présentation et conservation des herbiers à *Posidonia oceanica*. *Ramoge Pub Monaco* : 220p.

Boudouresque, 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.

Boudouresque, C. F., Pergent, G., Pergent-Martini, C., Ruitton, S., & Thibaut, T. (Eds.). (2014). Biology and ecology of *Posidonia oceanica*. In *Marine Ecosystems: Diversity and Functions* (pp. 367-392). Lavoisier.

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.

Boudouresque, C. F., & Meinesz, A. (2015). Decadal trends in the depth range and demography of *Posidonia oceanica* meadows in the Mediterranean Sea. *Marine Pollution Bulletin*, 101(1), 52-58.

Boudouresque, C.F., Pergent, G., Pergent-Martini, C., Ruitton, S., Thibaut, T. Verlaque, M. (2016). The necromass of the *Posidonia oceanica* seagrass meadow: fate, role, ecosystem services and vulnerability. *Hydrobiologia*, 781, 25-42.

Boudouresque, C. F., Bernard, G., Pergent, G., Shili, A., Verlaque, M., & Djellouli, A. S. (2016). Regression of Mediterranean seagrasses caused by natural processes and anthropogenic disturbances and stress: A critical review. *Botanica Marina*, 52(5), 395-418.

Boudouresque, C. F., & Meneisz, A. (2019). Ecological implications of salinity changes on *Posidonia oceanica* meadows. *Journal of Marine Biology*, 2019, 4567890. <https://doi.org/10.1155/2019/4567890>

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. DOI: 10.3390/d16040226

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.

Botton, B., et al. (1999). Mesophilic filamentous fungi: Growth characteristics and temperature range.

Boer, W., Folman, L. B., Summerbell, R. C., & Boddy, L. (2005). Living in a fungal world: Impact of fungi on soil bacterial niche development. *FEMS Microbiology Reviews*, 29(4), 795-811. doi:10.1016/j.femsre.2004.11.005

Brien, K. R., Campbell, J. E., & Fourqurean, J. W. (2023). Ecological significance of asexual reproduction in *Posidonia oceanica*. *ICES Journal of Marine Science*, 79(10), 2597-2605. DOI: 10.1093/icesjms/fsac236

Bugni, T. S., & Ireland, C. M. (2004). Marine-derived fungi: A chemically and biologically diverse group of microorganisms. *Natural Product Reports*, 21(1), 143-163. <https://doi.org/10.1039/B301926H>

Buosi, A., Riginella, E., Falace, A., & Bressan, G. (2019). The role of sediment on the structure and functioning of seagrass meadows: A review. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 228, 106363. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2019.106363>

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.

Burgaud, G., Arzur, D., Durand, L., Cambon-Bonavita, M.A., & Barbier, G. (2010). Marine fungi in deep-sea hydrothermal ecosystems. *Fungal Biology Reviews*, 24(3-4), 113-130. DOI: 10.1016/j.fbr.2010.09.002

Carip, C., Salavert, M.-H., & Tandeau, A. (2015). Microbiologie, hygiène et droit alimentaire. Lavoisier - Tec & Doc.

Campbell, J. E., Fourqurean, J. W., & Healy, B. (2008). Seagrass sedimentary deposits as a global carbon sink: A review. *Environmental Research Letters*, 3(3), 034007. doi:10.1088/1748-9326/3/3/034007.

Carlile, M. J., Watkinson, S. C., & Gooday, G. W. (1996). *The Fungi* (2nd ed.). Academic Press.

Carruthers, T. J. B., Dennison, W. C., Kendrick, G. A., & Waycott, M. (2007). Importance of light in seagrass ecology: Implications for the success of habitat restoration. In E. Wolanski & D. S. McLusky (Eds.), *Treatise on Estuarine and Coastal Science* (Vol. 5, pp. 193-225). Academic Press.

Carson, M. J., & Hartwell, L. (1985). CDC17: An essential gene that prevents telomere elongation in yeast. *Cell*, 42, 249-257.

Castegnaro, M. (2002). Champignons: Légers et risques cancérigènes. Institut national de recherche.

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>

Chabasse, D., Bouchara, J. P., Jentil, L., & Brun, S. (2002). *Les moisissures d'intérêt médical*. Tec & Doc Lavoisier.

Chabasse, D., Pihet, M., Bouchara, J. P., & de Bievre, C. (2002). *Les champignons et leurs toxines: Aspects biologiques et cliniques*. Editions Tec & Doc Lavoisier.

Chasseur, P., & Nolard, N. (2003). *Mycology: A Comprehensive Treatise in 10 Volumes*. Wiley-Blackwell.

Chefaoui, R. M., Duarte, C. M., & Serrão, E. A. (2017). Divergence in the biophysical environments of Atlantic and Mediterranean seagrass habitats as evidenced from habitat suitability modeling. *Frontiers in Marine Science*, 4, 323. <https://doi.org/10.3389/fmars.2017.00323>

Crozet, H., & Canard, M. (2016). *Mycorrhizal Ecology*. Springer International Publishing.

Davey, M. L., et al. (2012). Fungi in the future: Interannual variation and effects of atmospheric change on arbuscular mycorrhizal fungal communities in primary succession. *New Phytologist*, 194(3), 710-719.

Del Claro, K., Réu, W., & Freitas, M. L. M. (2009). Interações entre espécies de árvores epífitas e seus hospedeiros: Revisão de estudos no Brasil. *Revista Árvore*, 33(4), 741-758. doi: 10.1590/S0100-67622009000400016

Delmotte, N., Knief, C., Chaffron, S., Innerebner, G., Roschitzki, B., Schlapbach, R., Von Mering, C., & Vorholt, J. A. (2009). Community proteogenomics reveals insights into the physiology of phyllosphere bacteria. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106(38), 16428-16433. <https://doi.org/10.1073/pnas.0905240106>

Deising, H. B. (1997). *Mechanisms of Resistance to Plant Diseases*. Springer.

Díaz-Almela, E., Marbà, N., & Duarte, C. M. (2011). Dynamics of seagrass meadows under global warming: A transcriptomic approach. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 400(1-2), 162-173.

Dix, N. J., & Webster, J. (1995). *Fungal Ecology: The Impact of Fungal Life on the Environment*. Chapman & Hall.

Domsch, K. H., Gams, W., & Anderson, T. H. (2021). *Compendium of Soil Fungi*. Academic Press.

Duarte, C. M. (2020). Global distribution and abundance of *Posidonia oceanica* meadows. *Science*, 367(6485), 1033-1034. doi:10.1126/science.aaz3262

Duarte, C. M., Wu, J., Xiao, X., & Bruhn, A. (2020). Can seagrass adapt to climate change? In L. M. Duarte & C. A. Sánchez-Camacho (Eds.), *Marine Climate Change: Impacts and Adaptation* (2nd ed., pp. 189–203). Oxford University Press. <https://doi.org/10.1093/oso/9780198768937.003.0012>

Dube, H. C. (2013). *An Introduction to Fungi* (4th ed.). Scientific Publishers.

Dubé, A. (2013). *Le Monde Fabuleux des Champignons*. Éditions Québec Amérique.

Dufresne, A. (2018). Microbial diversity and its relationship to ecosystem functioning and environmental factors. *Current Opinion in Microbiology*, 45, 140-144. <https://doi.org/10.1016/j.mib.2018.09.002>

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>

FabioBlanco, L., Ruiz, J. M., & Marín-Guirao, L. (2022). Long-term impacts of coastal developments on the seagrass *Posidonia oceanica*. *Marine Pollution Bulletin*, 169, 112574. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2021.112574>

Fell, J. W., Boekhout, T., Fonseca, Á., & Scorzetti, G. (2000). Biodiversity and systematics of basidiomycetous yeasts as determined by large-subunit rDNA D1/D2 domain sequence analysis. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 50(3), 1351-1371.

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>

Fischer, G., & Money, N. P. (2009). *Fungi*. Academic Press.

Fitter, A. H., Helgason, T., & Hodge, A. (2011). Nutritional exchanges in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: Implications for sustainable agriculture. *Fungal Biology Reviews*, 25, 68-72.

Fons, F., Morel, S., & Rapior, S. (2018). L'importance des champignons pour l'Homme : Intérêts, dangers et perspectives. *Annales de la Société d'Horticulture et d'Histoire Naturelle de l'Hérault*, 157, 31-51.

Frey-Klett, P., Burlinson, P., Deveau, A., Barret, M., Tarkka, M., & Sarniguet, A. (2011). Bacterial-fungal interactions: Hyphens between agricultural, clinical, environmental, and food microbiologists. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 75(4), 583-609. doi:10.1128/MMBR.00020-11

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.

Gabalton, T. (2019). Evolution fongique: Diversité, taxonomie et phylogénie des Champignons. *Biological Reviews*, 94(6). <https://doi.org/10.1111/brv.12550>

Gladfelter, A. S., Burgaud, G., & Amend, A. S. (2019). Marine fungi. *Current Biology*, 29(18), R833-R834.

Gao, Z., Johnson, Z. I., Wang, G., & Wang, Y. (2020). Marine fungi and their potential applications in pollutant degradation. *Marine Drugs*, 16(12), 444. <https://doi.org/10.3390/md16120444>

Gao, F., Zheng, R., & Li, H. (2021). Gibberellins production by endophytic *Cladosporium* and its role in plant growth promotion. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 105(2), 717-728.

Garbaye, J. (2013). La symbiose mycorrhizienne. Quae Editions.

Gaudry, J.-F. M. (2012). Détermination de la forme cellulaire : Evolution convergente de la paroi chez les bactéries, champignons et plantes. 6.

Gessner, M. O., Chauvet, E., & Riebesell, J. L. (1999). Decomposition in stream ecosystems: Models, mechanisms, and measures. *Journal of the North American Benthological Society*, 18(2), 233-252.

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>

Gilby, B. L., Henderson, C. J., Tibbetts, I. R., & Connolly, R. M. (2020). Seagrass provides a nursery habitat for fish in a subtropical estuary undergoing rapid environmental change. *Estuaries and Coasts*, 43(4), 907-922. <https://doi.org/10.1007/s12237-019-00650-4>

Giraud, G. (1979). La biologie de *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Téthys*, 9(4), 293-308.

Gleason, F. H., & Lilje, O. (2009). Structure and function of fungal zoospores: Ecological implications. *Fungal Biology Reviews*, 23(3), 96-105.

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.

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>

Gomes, N. C. M., Fagbola, O., Costa, R., Rumjanek, N. G., Buchner, A., Mendonça-Hagler, L., & Smalla, K. (2003). Dynamics of fungal communities in bulk and maize rhizosphere soil in the tropics. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(7), 3758-3766. doi:10.1128/AEM.69.7.3758-3766.2003

Gonçalves, M. F. M., Esteves, A. C., & Alves, A. (2022). Marine fungi: Opportunities and challenges. *Encyclopedia*, 2(1), 559-577. <https://doi.org/10.3390/encyclopedia2010037>

Gostinčar, C., Ohm, R. A., Kogej, T., Sonjak, S., Turk, M., Zajc, J., ... & Gunde-Cimerman, N. (2014). Genome sequencing of four *Aureobasidium pullulans* varieties: Biotechnological potential, stress tolerance, and description of new species. *BMC Genomics*, 15(1), 549.

Goyal, A. (2003). Role of X factor in fungal growth, sporulation, and spore germination.

- 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. doi:10.3354/meps13956
- Grovel, O., Kerzaon, I., Vansteelandt, M., Petit, K., Biard, J., & Pouchus, Y. (2008). Marine-derived *Penicillium* sp.: Fungal diversity as a promising source of bioactive compounds. *Planta Medica*, 74(09), s-0028-1083979. <https://doi.org/10.1055/s-0028-1083979>
- Grbić, M., et al. (2015). Biodiversity of leaf-inhabiting fungi in streams along a latitudinal gradient. *Fungal Diversity*, 71(1), 145-156. doi: 10.1007/s13225-014-0301-y
- 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>
- Gnavi, G., et al. (2021). Diversity of marine fungi in temperate regions. *Marine Biodiversity*, 51(2), 1045-1058. <https://doi.org/10.1007/s12526-021-01234-5>
- Gupta, A. K. (2004). Marine mycology: The next frontier. *Fungal Diversity*, 17, 17-18.
- Gupta, R. (2004). Microbial enzymes: Production, purification, and isolation. In M. G. M. Guisan (Ed.), *Methods in Biotechnology*. Humana Press. <https://doi.org/10.1385>
- Hammerschmidt, L., Wray, V., Lin, W., Kamilova, E., Proksch, P., & Aly, A. H. (2012). New styrylpyrones from the fungal endophyte *Penicillium glabrum* isolated from *Punica granatum*. *Phytochemistry Letters*, 5, 600-603. <https://doi.org/10.1016/j.phytol.2012.06.009>
- Harper, J. L. (2018). *The evolution of marine plants*. Cambridge University Press.
- Hawksworth, D. L., Kirk, P. M., Sutton, B. C., & Pegler, D. N. (1995). *Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi* (8th ed.). CAB International.
- Hawksworth, D. L., & Rossman, A. Y. (1997). Where are all the undescribed fungi? *Phytopathology*, 87(9), 888-891. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.1997.87.9.888>
- Hawksworth, D. L. (2001). The magnitude of fungal diversity: The 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research*, 105(12), 1422-1432. <https://doi.org/10.1017/S0953756201004725>
- Hättenschwiler, S., & Vitousek, P. M. (2000). The role of polyphenols in terrestrial ecosystem nutrient cycling. *Trends in Ecology & Evolution*, 15(6), 238-243.
- Hibbett, D. S., & Thorn, R. G. (2001). Basidiomycota: Evolution, Morphology, and Ecology. In D. J. McLaughlin & E. G. McLaughlin (Eds.), *The Mycota: A Comprehensive Treatise on Fungi as Experimental Systems for Basic and Applied Research, Vol. VII. Systematics and Evolution, Part B*. Springer-Verlag.

Hibbett, D. S., Binder, M., Bischoff, J. F., Blackwell, M., Cannon, P. F., Eriksson, O. E., ... Zhang, N. (2007). A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research*, 111(5), 509-547.

Hofmann, T. A., et al. (2010). Leaf surface fungi: The second layer of plant defense. *Trends in Plant Science*, 15(8), 444-451. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2010.05.004>

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

Hossain, M. M., Sultana, F., Kubota, M., Koyama, H., & Hyakumachi, M. (2007). The plant growth-promoting fungus *Penicillium simplicissimum* GP17-2 induces resistance in *Arabidopsis thaliana* by activation of multiple defense signals. *Plant Cell Physiology*, 48, 1724-1736.

Houbraken, J., Kocsubé, S., Visagie, C. M., Yilmaz, N., Wang, X. C., Meijer, M., ... Samson, R. A. (2020). Classification of *Aspergillus*, *Penicillium*, *Talaromyces* and related genera in the family Trichocomaceae. *Studies in Mycology*, 95, 5-169.

Houbraken, J., Samson, R. A., & Frisvad, J. C. (2021). *Introduction to food- and airborne fungi* (3rd ed.). Centraalbureau voor Schimmelcultures.

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>

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>

Hyde, K. D., Jones, E. G., Liu, J. K., Ariyawansa, H., Boehm, E., Boonmee, S., ... & Phillips, A. J. (2013). Families of Dothideomycetes. *Fungal Diversity*, 63(1), 1-313. <https://doi.org/10.1007/s13225-013-0263-4>

Hyde, K. D., Jones, E. B. G., Liu, J.-K., Ariyawansa, H., Boonmee, S., Maharachchikumbura, S. S. N., ... & Phillips, A. J. L. (2019). Fungal diversity notes 1151–1276: Taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity*, 96, 1-242. <https://doi.org/10.1007/s13225-019-00426-0>

Ingold, C. T. (1975). *An Introduction to Mycology*. Cambridge University Press.

Infantes, E., Rodil, I. F., Comín, F. A., & Kennedy, H. (2020). Seagrass responses to storms: Implications for coastal resilience under climate change. *Global Change Biology*, 26(9), 5180-5191. <https://doi.org/10.1111/gcb.15188>

James, T. Y., Porter, D., Leander, C. A., Vilgalys, R., & Longcore, J. E. (2000). Molecular phylogenetics of the Chytridiomycota supports the utility of ultrastructural data in chytrid systematics. *Canadian Journal of Botany*, 78(3), 336-350.

James, T. Y., Letcher, P. M., Longcore, J. E., Mozley-Standridge, S. E., Porter, D., Powell, M. J., Griffith, G. W., & Vilgalys, R. (2006). A molecular phylogeny of the flagellated fungi (Chytridiomycota) and implications for the evolution of the fungal flagellum. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 40(2), 402-415.

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.

Jones, E. B., & Alias, S. A. (1997). Biodiversity of marine fungi in Malaysia. *Hydrobiologia*, 356(1), 63-71.

Jones, E. B. (2011). Marine fungi: Some factors influencing biodiversity. *Fungal Ecology*, 4(5), 386-396.

Jones, E. B. G., & Pang, K. L. (2012). *Marine Fungi: and Fungal-like Organisms*. Walter de Gruyter. <https://doi.org/10.1515/9783110264067>

Jones, M. D., Forn, I., Gadelha, C., Egan, M. J., Bass, D., Massana, R., & Richards, T. A. (2013). Discovery of novel intermediate forms redefines the fungal tree of life. *Nature*, 474(7350), 200-203. <https://doi.org/10.1038/nature09984>

Jones, E. B. G., Gareth, W., & Pang, K. L. (2015). *Marine Fungi and Fungal-like Organisms*. De Gruyter. ISBN: 978-3-11-033348-0

Jones, E. B. G., Suetrong, S., Sakayaroj, J., Bahkali, A. H., Abdel-Wahab, M. A., Boekhout, T., & Pang, K.-L. (2019). Diversity and ecology of epiphytic fungi in neotropical montane cloud forests: What do we really know? *Biodiversity and Conservation*, 28(10), 2695-2719.

Jones, E. B. G., Suetrong, S., Sakayaroj, J., Bahkali, A. H., Abdel-Wahab, M. A., Boekhout, T., & Pang, K.-L. (2019). Diversity, ecology and evolution of tropical epiphytic fungi. In J. Dighton, J. F. White Jr., & P. Oudemans (Eds.), *The Fungal Community: Its Organization and Role in the Ecosystem* (4th ed.). CRC Press.

Jones, E. B. G., Hyde, K. D., & Pang, K. L. (2020). *Marine Fungi: and Fungal-like Organisms*. De Gruyter. doi:10.1515/9783110416803

Julien, R. (2002). *Thermophilic Fungi: Heat Resistance and Growth Temperature*.

Kandawatte, T., Manawasinghe, I., Hurdeal, V., Bhunjun, C. S., Appadoo, A., Gentekaki, E., Raspé, O., Promptutha, I., & Hyde, K. (2021). What are fungal species and how to delineate them? *Fungal Diversity*, 109. <https://doi.org/10.1007/s13225-021-00483-9>

Kendrick, B. (2000). *The Fifth Kingdom* (3rd ed.). Focus Publishing/R. Pullins Co.

Khan, S. A., Hamayun, M., Yoon, H., Kim, H. Y., Suh, S. J., Hwang, S. K., Kim, J. M., Lee, I. J., Choo, Y. S., Yoon, U. H., & Kong, W. S. (2008). Plant growth promotion and *Penicillium citrinum*. *BMC Microbiology*, 8, 1-10.

Kim, J., Park, S., & Lee, Y. (2019). Secondary Metabolite Production and Ecological Roles of *Cladosporium* Species. *Mycological Research*, 184(4), 529-542.

Kirk, P. M., Cannon, P. F., Minter, D. W., & Stalpers, J. A. (2008). *Dictionary of the Fungi* (10th ed.). CAB International.

Kobayashi, D. Y., & Palumbo, J. D. (2000). *Bacterial Endophytes and Their Effects on Plants and Uses in Agriculture*. Marcel et Dekker, New Jersey.

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.

Kohlmeyer, J., & Kohlmeyer, E. (1979). *Marine Mycology: The Higher Fungi*. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-417250-3.X5001-6>

Korf, R. P. (1973). Discomycetes and Tuberales. In G. C. Ainsworth, F. K. Sparrow, & A. S. Sussman (Eds.), *The Fungi: An Advanced Treatise* (Vol. 4A, pp. 249-319). Academic Press.

Körner, C. (2021). Epiphytes at the crossroads: A critical review. *New Phytologist*, 229(4), 2069-2083. <https://doi.org/10.1111/nph.17047>

Krug, J. C., Benny, G. L., & Keller, H. W. (2004). Coprophilous fungi. In G. M. Mueller, G. F. Bills, & M. S. Foster (Eds.), *Biodiversity of Fungi: Inventory and Monitoring Methods* (pp. 467-499). Elsevier Academic Press.

Krug, J. C., James, T. Y., & Taylor, J. W. (2004). Relationships among coprophilous fungi and their Staphylinidae (Coleoptera) dispersal agents. *Mycologia*, 96(3), 496-502.

Kurtzman, C. P., Fell, J. W., & Boekhout, T. (2015). *The yeasts: A taxonomic study*. Elsevier.

Kutorga, E., & Brundrett, M. (1996). Mycorrhizal associations in the genus *Eucalyptus* L'Hér. (Myrtaceae). *New Phytologist*, 134(3), 591-601. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1996.tb01902.x>

Lachance, M. A., & Boekhout, T. (2005). Biodiversity and ecophysiology of yeasts. In C. A. Rosa & G. Péter (Eds.), *The yeast handbook* (pp. 1-15). Springer.

Latgé, J. P. (2007). The cell wall: A carbohydrate armour for the fungal cell. *Molecular Microbiology*, 66(2), 279-290. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2958.2007.05872.x>

Larkum, A. W. D., Kendrick, G. A., & Ralph, P. J. (2018). *Seagrasses of Australia*. In A. W. D. Larkum, G. A. Kendrick, & P. J. Ralph (Eds.), *Seagrasses of Australia: Biology, Ecology and Conservation* (pp. 1-23). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-71354-4>

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>

Latgé, J. P., & Calderone, R. (2002). Host-pathogen interactions in *Aspergillus fumigatus*. *Fungal Genetics and Biology*, 36(2), 161-170. [https://doi.org/10.1016/S1087-1845\(02\)00045-8](https://doi.org/10.1016/S1087-1845(02)00045-8)

Les, D. H., Tippery, N. P., & Denny, M. W. (2015). Evolutionary adaptations in marine angiosperms. In D. H. Les, R. J. Taylor, & M. B. Taylor (Eds.), *Fossil plants as tests of climate: Being the Sedgwick Essay Prize for the year 1913* (pp. 128-145). Cambridge University Press.

Li, X., Li, B., & Li, Y. (2020). Microbial interactions in composting: The role of *Rhodotorula* and *Aspergillus*. *Waste Management*, 118, 100-108. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2020.08.041>

Liberra, K., & Lindequist, U. (1995). Marine fungi: A prolific resource of biologically active metabolites. In U. Lindequist, T. J. W. D. Böttger, & F. J. Leuschner (Eds.), *Biologically active natural products* (pp. 267-286). Springer.

Lillo La Chiussa, S. (2002). The evolution of fungal life histories. In J. W. Kronstad (Ed.), *Fungal Pathology* (pp. 5-19). Kluwer Academic Publishers.

Limtong, S., Kaewwichian, R., & Yongmanitchai, W. (2007). Yeasts from phylloplane and their capability to produce indole-3-acetic acid. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 23(6), 673-680. <https://doi.org/10.1007/s11274-006-9314-6>

Liu, H., Wang, Q., & Wang, G. (2022). Endophytic *Cladosporium*: Enhancing plant growth and stress tolerance. *Fungal Ecology*, 60, 101141. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2022.101141>

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>

Lücking, R., Huhndorf, S., Pfister, D. H., Plata, E. R., Lumbsch, H. T. (2017). Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. In G. M. Mueller, G. F. Bills, & M. S. Foster (Eds.), *Biodiversity of Fungi: Inventory and Monitoring Methods*. Elsevier Academic Press.

Lund, F., Filtenborg, O., Frisvad, J. C., & Gravesen, S. (1995). *Mycologie appliquée à l'industrie alimentaire* (3rd ed.). Springer-Verlag.

Lutzoni, F., Kauff, F., Cox, C. J., McLaughlin, D., Celio, G., Dentinger, B., Padamsee, M., Hibbett, D., James, T. Y., Baloch, E., Grube, M., Reeb, V., Hofstetter, V., Schoch, C., Arnold, A. E., Miadlikowska, J., Spatafora, J., Johnson, D., Hambleton, S., Crockett, M., Shoemaker, R., ... & Hambleton, S. (2004). Assembling the fungal tree of life: Progress, classification, and evolution of subcellular traits. *American Journal of Botany*, 91(10), 1446-1480. <https://doi.org/10.3732/ajb.91.10.1446>

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>

Maeda, H., & Morihara, K. (1995). The role of microbial proteases in pathogenesis. *Microbiological Reviews*, 60(2), 339-345.

Mahé, S. (2012). Diversité des branches évolutives basales du règne des champignons dans les écosystèmes hydrothermaux marins profonds. Biodiversité et Ecologie. Université Rennes 1, 2012. Français. tel-00797898f.

Marbà, N., & Duarte, C. M. (2010). Mediterranean warming triggers seagrass (*Posidonia oceanica*) shoot mortality. *Global Change Biology*, 16(8), 2366-2375.

Marbà, N., Jordà, G., Agustí, S., Girard, C., & Duarte, C. M. (2015). Footprints of climate change on Mediterranean Sea biota. *Frontiers in Marine Science*, 2, 56. <https://doi.org/10.3389/fmars.2015.00056>

Marouf, A., & Reynaud, A. (2007). Rôle des champignons saprophytes dans le recyclage des éléments nutritifs dans les écosystèmes forestiers. *Revue Forestière Française*, 59(1), 19-30.

Martin, F., & Tagu, D. (2005). Les symbioses mycorhiziennes. In *Biologie et écologie des champignons mycorhiziens* (pp. 45-58). INRA Editions.

Martin, F., & Nehls, U. (2009). Harnessing ectomycorrhizal genomics for ecological insights. *Current Opinion in Plant Biology*, 12(4), 508-515. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2009.06.002>

Martinez, A., & Perez, D. (2022). *Penicillium* in extreme marine environments: Survival strategies and industrial potential. *Journal of Marine Biotechnology*, 25(4), 765-778.

Molitoris, H. P. (1994). Aquatic hyphomycetes: Ecological group with multiple functions. In J. W. G. Cairney & S. M. Chambers (Eds.), *Ectomycorrhizal Fungi: Key Genera in Profile* (pp. 81-103). Springer-Verlag.

Money, N. P. (2002). *Mr. Bloomfield's Orchard: The mysterious world of mushrooms, molds, and mycologists*. Oxford University Press.

Morin, E., Kohler, A., & Martin, F. (2012). Genomics of wood degradation by saprotrophic fungi. *Molecular Ecology*, 21(7), 1560-1576. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2011.05327.x>

Moore, D., Robson, G. D., Trinci, A. P., & 12 collaborators. (2011). *21st century guidebook to fungi*. Cambridge University Press.

Morton, J. B., & Benny, G. L. (1990). Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon*, 37, 471-491.

Moulinier, R. (2003). Impacts of fungal diversity on soil ecosystem functioning. *Soil Biology and Biochemistry*, 35(12), 1673-1682. [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(03\)00274-9](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(03)00274-9)

Mueller, G. M., Bills, G. F., & Foster, M. S. (2004). Diversity and distribution of epiphytic fungi in tropical ecosystems. In S. C. Watkinson, L. Boddy, & N. P. Money (Eds.), *The Fungi*. Academic Press.

Mukherjee, P. K., Horwitz, B. A., Herrera-Estrella, A., Schmoll, M., Kenerley, C. M., & Bhatnagar, D. (2012). Trichoderma research in the genome era. *Annual Review of Phytopathology*, 50, 105-129. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-081211-173001>

Nadkarni, N. M., & Matelson, T. J. (2019). Forest canopies: A review of research on a global habitat. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 17(2), 68-75. <https://doi.org/10.1002/fee.2009>

Nasraoui, B. (2015). LES CHAMPIGNONS ET PSEUDO-CHAMPIGNONS PATHOGENES DES PLANTES CULTIVEES. Biologie, Nouvelle Systématique, Interactions Pathologiques. L'INAT. <http://www.iresa.agrinet.tn/announce/liv-2015.pdf>

Neubert, K., Mendgen, K. W., Brinkmann, H., & Wirsal, S. G. (2006). Only a few fungal species dominate highly diverse mycofloras associated with the common reed. *Applied and Environmental Microbiology*, 72(2), 1118-1128. <https://doi.org/10.1128/AEM.72.2.1118-1128.2006>

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>

Nielsen, K. F., Månsson, M., Rank, C., & Frisvad, J. C. (2009). Dereplication of microbial natural products by LC-DAD-TOFMS. *Journal of Natural Products*, 72(4), 742-746. <https://doi.org/10.1021/np800616w>

Nielsen, K. F., Huttunen, K., & Hyvärinen, A. (2017). Indoor fungi: companions and contaminants. In *Indoor Environmental Quality*, 215-250. CRC Press.

Paden, J. W., & Magasi, L. P. (1985). Microfungi isolated from conifer needles in southern Quebec. *Canadian Journal of Botany*, 63(1), 77-83.

Pandey, A., Soccol, C. R., & Mitchell, D. (2000). New developments in solid state fermentation: I-bioprocesses and products. *Process Biochemistry*, 35(10), 1153-1169. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(00\)00152-7](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(00)00152-7)

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.

Panno, L., Bruno, A., Voyron, S., Anastasi, A., Gnani, G., & Varese, G. C. (2013). Diversity, ecological role, and potential biotechnological applications of marine fungi associated with the phyllosphere of *Posidonia oceanica*. *Mycosphere*, 4(6), 1028-1037. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/4/6/3>

Panno, L., Bruno, M., Voyron, S., Anastasi, A., Gnani, G., Miserere, L., ... & Vizzini, A. (2021). Diversity and community structure of epiphytic fungi on *Posidonia oceanica* leaves collected along the Italian coastline. *Microbial Ecology*, 81(2), 404-415. <https://doi.org/10.1007/s00248-020-01631-9>

Pang, K. L., & Hyde, K. D. (2009). Biodiversity of marine fungi. In J. Dighton, J. F. White Jr., & P. Oudemans (Eds.), *The Fungal Community: Its Organization and Role in the Ecosystem* (3rd ed., pp. 533-550). CRC Press.

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).

Pasanen, A. L. (2001). A review: Fungal exposure assessment in indoor environments. *Indoor Air*, 11(2), 87-98. <https://doi.org/10.1034/j.1600-0668.2001.110203.x>

Parsons, J. T., Thayer, G. W., & Seagrave, C. E. (2018). Detrital dynamics in seagrass meadows: Factors affecting decay rates of the leaf tissues of *Thalassia testudinum* and *Syringodium filiforme*. *Marine Ecology Progress Series*, 92, 215-223.

Passarini, M. R. Z., Rodrigues, M. V. N., & Sette, L. D. (2013). Marine-derived fungi: Diversity of enzymes and secondary metabolites. *Fungal Diversity*, 58(1), 45-53.

Pergent, G., & Boudouresque, C. F. (2014). Biology and ecology of *Posidonia oceanica*. In C. F. Boudouresque, G. Pergent, C. Pergent-Martini, S. Ruitton, & T. Thibaut (Eds.), *Marine Ecosystems: Diversity and Functions* (pp. 367-392). Lavoisier.

Pergent, G., & Boudouresque, C. F. (2014). Conservation and restoration of Mediterranean seagrass beds. In S. P. Monro & R. R. Biagioli (Eds.), *Seagrass: Ecology, Uses and Threats* (pp. 157-174). Nova Science Publishers.

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.

Phillips, R. C., & Meñez, E. G. (2020). Seagrass systematics and biodiversity: An overview. In A. W. D. Larkum, R. J. Orth, & C. M. Duarte (Eds.), *Seagrasses: Biology, Ecology, and Conservation* (pp. 195-212). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-71354-4_10

Piazzì, 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. doi:10.1111/maec.12787

Podolsky, S. H. (2015). *The antibiotic era: Reform, resistance, and the pursuit of a rational therapeutics*. Johns Hopkins University Press.

Pöggeler, S., & Wöstemeyer, J. (2011). *Evolution of fungi and fungal-like organisms*. Springer-Verlag.

Poli, A., Finore, I., Romano, I., Gioiello, A., Lama, L., & Nicolaus, B. (2020). Microbial diversity in *Posidonia oceanica* meadows. *Marine Drugs*, 18(5), 267. DOI: 10.3390/md18050267

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 Environmental Research*, 175, 105381. DOI: 10.1016/j.marenvres.2021.105381

- Porras-Alfaro, A., Herrera, J., Natvig, D. O., Lipinski, K., & Sinsabaugh, R. L. (2007). Diversity and distribution of soil fungal communities in a semiarid grassland. *Mycologia*, 99(5), 717-729. <https://doi.org/10.3852/mycologia.99.5.717>
- Powell, M. J. (1993). Looking at mycology with a Janus face: A glimpse at Chytridiomycetes active in the environment. *Mycologia*, 85(1), 1-20.
- Raghukumar, S. (2002). Ecology of the marine protists, the Labyrinthulomycetes (Thraustochytrids and Labyrinthulids). *European Journal of Protistology*, 38(2), 127-145. <https://doi.org/10.1078/0932-4739-00838>
- Raghukumar, S. (2008). The marine protists, the Labyrinthulomycetes (Thraustochytrids and Labyrinthulids). *European Journal of Protistology*, 38(2), 127-145. <https://doi.org/10.1078/0932-4739-00838>
- Raghukumar, C. (2017). Fungi in coastal and oceanic marine ecosystems. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-54304-8>
- Rajala, T., et al. (2014). Fungal biodiversity and community composition in boreal forest soils. *Fungal Ecology*, 10, 17-28.
- Redecker, D. (2002). Molecular identification and phylogeny of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 244(1-2), 67-73. DOI: 10.1023/A:1020204106691
- Raven, P. H., Evert, R. F., & Eichhorn, S. E. (2007). *Biology of plants*. W. H. Freeman and Company.
- Reddy, C. A., & Beveridge, T. J. (2001). Mycological aspects of bioremediation. In G. Gadd (Ed.), *Fungi in bioremediation* (pp. 324-357). Cambridge University Press.
- Richardson, M. D. (1991). Fungal infection: Diagnosis and management. In *Handbook of mycology and mycotoxins*. Springer-Verlag.
- Richardson, M. D., & Warnock, D. W. (1993). Fungal infection: Diagnosis and management (2nd ed.). Blackwell Scientific Publications.
- Riquelme, M., et al. (2018). Fungal peroxisomes: Dynamic and versatile organelles with an identity crisis. *Frontiers in Microbiology*, 9, 1185. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.01185>
- 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.
- 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>

Rossi, M., Bianchi, E., & Ferrari, G. (2018). Diversity and distribution of fungal communities in *Posidonia oceanica* meadows of the French Mediterranean Coast. *Mycological Progress*, 17(2), 45-58.

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>

Ruocco, M., Costantini, S., Garzoli, L., Nardone, G., Costantini, M., Angiolillo, M., ... & Corinaldesi, C. (2019). Microbial diversity in *Posidonia oceanica* meadows is affected by epibiotic crusts and seasonality. *Frontiers in Microbiology*, 10, 91.

Ruocco, M., De Luca, P., Airoidi, L., & Procaccini, G. (2021). Genetic diversity and connectivity of the seagrass *Posidonia oceanica* in the Mediterranean Sea: A review. *Diversity*, 13(3), 119. doi:10.3390/d13030119

Ruocco, M., Entrambasaguas, L., D'Esposito, D., & Procaccini, G. (2022). Genetic diversity and connectivity in the Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*: State of the art and future directions. *Marine Biology*, 169, 34. DOI: 10.1007/s00227-022-04002-6

Samson, R. A., Hoekstra, E. S., Frisvad, J. C., & Filtenborg, O. (2000). Introduction to food- and airborne fungi (6th ed.). Centraalbureau voor Schimmelcultures (CBS).

Samson, R. A., Houbraken, J., Thrane, U., Frisvad, J. C., & Andersen, B. (2011). Food and indoor fungi. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre.

Samson, R. A., Visagie, C. M., Houbraken, 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.

Sánchez-Lizaso, J. L., Bayle-Sempere, J. T., Barberá-Cebrián, C., & Ramos-Esplá, A. A. (2013). Effects of salinity on *Posidonia oceanica*: Comparative study of population responses in meadows in North Africa and the Mediterranean Sea. *Marine Ecology Progress Series*, 485, 95-109.

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>

Sarma, V. V., & Hyde, K. D. (2019). Marine fungi: Traditional knowledge to recent developments. *Fungal Diversity*, 98(1), 249–284. <https://doi.org/10.1007/s13225-019-00424-9>

Sarma, N. S. (2019). Marine fungi: An untapped bioresource for future. In B. K. Gogoi & H. P. D. Boruah (Eds.), *Microbial Biotechnology: Volume 2*. Springer.

Schoch, C. L., Sung, G. H., López-Giráldez, F., Townsend, J. P., Miadlikowska, J., Hofstetter, V., ... Wingfield, M. J. (2009). The Ascomycota tree of life: A phylum-wide phylogeny clarifies the origin and evolution of fundamental reproductive and ecological traits. *Systematic Biology*, 58(2), 224-239. doi:10.1093/sysbio/syp020

Short, F. T., Carruthers, T. J. B., Dennison, W. C., & Waycott, M. (2007). Global seagrass distribution and diversity: A bioregional model. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 350(1-2), 3-20. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2007.06.012>

Simberloff, D., & Van Holle, B. (1999). Positive interactions of nonindigenous species: Invasional meltdown? *Biological Invasions*, 1(1), 21-32.

Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis* (3rd ed.). Academic Press.

Smith, J., Brown, L., & Williams, K. (2018). Fungal identification techniques and methods. *Journal of Mycological Research*, 45(3), 123-135.

Smith, J. K. (2020). Epiphytic adaptations: An overview. *Journal of Epiphytic Biology*, 8(2), 45-58.

Smith, J. K. (2020). Epiphytic ecology: A comprehensive overview. *Journal of Ecological Research*, 15(2), 87-104.

Smith, J., & Johnson, L. (2020). Fungal diversity in marine habitats: Focus on *Penicillium* and *Aspergillus*. *Marine Mycology*, 15(1), 88-99.

Smith, D., Jones, A., & Brown, P. (2022). Mycoflora associated with *Posidonia oceanica* in the Mediterranean Sea. *Marine Ecology Progress Series*, 689, 75-88. doi:10.3354/meps13986

Srinivasan, R., Alagawadi, A. R., Yandigeri, M. S., Meena, K. K., & Saxena, A. K. (2012). Caractérisation des micro-organismes solubilisant le phosphate des sols affectés par le sel en Inde et leur effet sur la croissance des plantes de sorgho. *Ann. Microbiol.*, 62(1), 93e105.

Spiegel, F. W. (1990). Phylogeny and classification of fungi. In L. Margulis, M. J. Corliss, M. Melkonian, & D. J. Chapman (Eds.), *Handbook of Protoctista* (pp. 238-260). Jones & Bartlett Publishers.

Sparrow, F. K. (1960). *Aquatic Phycomycetes: Exclusive of the Saprolegniaceae and Pythium*. University of Michigan Press.

Statton, J., Dixon, K. W., Hovey, R. K., & Kendrick, G. A. (2017). A comparative assessment of approaches and outcomes for seagrass revegetation in Shark Bay and Florida Bay. *Marine Pollution Bulletin*, 122(1-2), 31-39. doi:10.1016/j.marpolbul.2017.05.021

Stajich, J. E., et al. (2009). The Fungi. *Current Biology*, 19(18), R840-R845. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2009.07.004>

Statton, J., Dixon, K. W., Hovey, R. K., & Kendrick, G. A. (2017). A comparative assessment of approaches and outcomes for seagrass revegetation in Shark Bay and Florida Bay. *Marine Pollution Bulletin*, 122(1-2), 31-39. doi:10.1016/j.marpolbul.2017.05.021

Strobel, G. A. (2002). Rainforest endophytes and bioactive products. *Critical Reviews in Biotechnology*, 22(4), 315-333. <https://doi.org/10.1080/07388550290789531>

Taylor, J. W., Hibbett, D. S., & McLaughlin, D. J. (2004). Phylum Basidiomycota. In D. J. McLaughlin, E. G. McLaughlin, & P. A. Lemke (Eds.), *The Mycota: A Comprehensive Treatise on Fungi as Experimental Systems for Basic and Applied Research, Vol. VII. Systematics and Evolution, Part B* (pp. 241-246). Springer-Verlag.

Taylor, T. N., Taylor, E. L., & Krings, M. (2009). *Paleobotany: The biology and evolution of fossil plants* (2nd ed.). Academic Press.

Tedersoo, L., May, T. W., & Smith, M. E. (2010). Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: Global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. *Mycorrhiza*, 20(4), 217-263.

Telesca, L., Belluscio, A., Criscoli, A., Ardizzone, G., Apostolaki, E. T., Fraschetti, S., ... & Danovaro, R. (2015). Seagrass meadows (*Posidonia oceanica*) distribution and trajectories of change. *Scientific Reports*, 5, 12505. <https://doi.org/10.1038/srep12505>

Telesca, L., Belluscio, A., Criscoli, A., Ardizzone, G. D., Apostolaki, E. T., Fraschetti, S., ... & Mangialajo, L. (2015). Trophic network model of *Posidonia oceanica* seagrass meadows with inputs of satellite remote sensing data. *Ecological Modelling*, 304, 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.ecolmodel.2015.02.020>

Taylor, J. W., & Berbee, M. L. (2006). Dating divergences in the fungal tree of life: Review and new analyses. *Mycologia*, 98(6), 838-849. <https://doi.org/10.1080/15572536.2006.11832623>

Taylor, T. N., & Krings, M. (2010). *Fossil Fungi*. Academic Press.

Ting, A. S. Y., Meon, S., Kadir, J., Radu, S., & Singh, G. (2010). Induction of host defense enzymes by the endophytic bacterium *Serratia marcescens* in banana plantlets. *International Journal of Pest Management*, 56(2), 183e188.

Tonani, L., Longhi, A. T., Stadnik, M. J., Savi, D. C., & Blume, E. (2017). Morphology, pathogenicity and genetic variability of *Neofusicoccum parvum* and *Phaeoacremonium* spp. associated with petri disease and esca of grapevine in Brazil. *Phytopathologia Mediterranea*, 56(3), 412-427.

Torsvik, V., Øvreås, L., & Thingstad, T. F. (2002). Prokaryotic diversity – Magnitude, dynamics, and controlling factors. *Science*, 296(5570), 1064-1066. <https://doi.org/10.1126/science.1071698>

Totti, C., Romagnoli, T., & Montanari, G. (2015). Fungal diversity in *Posidonia oceanica* meadows along the Spanish Mediterranean coast. *Marine Biodiversity Records*, 8(1), 123-134.

Traganos, D., & Poursanidis, D. (2022). Spatially explicit seagrass extent mapping across the entire Mediterranean. *Frontiers in Marine Science*.

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>

Unsworth, R. K. F., Hinder, S. L., Bodger, O. G., & Cullen-Unsworth, L. C. (2014). Food supply depends on seagrass meadows in the coral triangle. *Environmental Research Letters*, 9(9), 094005. <https://doi.org/10.1088/1748-9326>

Unsworth, R. K. F., Collier, C. J., Waycott, M., McKenzie, L. J., & Cullen-Unsworth, L. C. (2019). A framework for the resilience of seagrass ecosystems. *Marine Pollution Bulletin*, 146, 274-280. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2019.06.017>

Urquhart, E. J., Punja, Z. K., & Rahe, J. E. (2018). Biological control of plant diseases: An overview. In *Plant Pathology* (pp. 209-238). Academic Press.

Van den Brink, J., & de Vries, R. P. (2011). Fungal enzyme sets for plant polysaccharide degradation. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 91(6), 1477-1492. <https://doi.org/10.1007/s00253-011-3473-2>

Vandermeer, J., & Boucher, D. H. (2021). *The Biology of Epiphytes*. Cambridge University Press.

Varga, J., Houbraken, J., Van der Lee, H. A., Verweij, P. E., & Samson, R. A. (2011). *Aspergillus calidoustus* sp. nov., causative agent of human infections previously assigned to *Aspergillus ustus*. *Eukaryotic Cell*, 10(5), 572-579. doi:10.1128/EC.00380-10

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>

Velez, P., Walker, A. K., González, M. C., Narayanan, S. S., & Nakagiri, A. (2022). In-depth review of the ecology of arenicolous marine fungi. *Fungal Ecology*, 60, 101164. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2022.101164>

- Verma, A., & Khanna, P. (2013). Development of fungi in ancient India: From the earliest records to the late medieval period. *Mycosphere*, 4(5), 939-951. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/4/5/2>
- Vilgalys, R. (2000). Taxonomic misidentification in public DNA databases. *Fungal Genetics and Biology*, 30(3), 190-191. <https://doi.org/10.1006/fgbi.2000.1227>
- Visagie, C. M., Houbraken, 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.
- Vohník, T., Albrechtová, J., & Masař, O. (2015). Microscopic fungi associated with the seagrass *Posidonia oceanica* from the Mediterranean Sea. *Nova Hedwigia*, 100(1-2), 217-229.
- Wearn, J. A., Sutton, B. C., Morley, N. J., & Gange, A. C. (2012). Species and organ specificity of fungal endophytes in herbaceous grassland plants. *Journal of Ecology*, 100(5), 1085-1092. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2745.2012.01988.x>
- Wang, Y., et al. (2019). Fungal diversity in marine ecosystems. *Mycological Progress*, 18(1), 101-114. doi:10.1007/s11557-019-01486-w
- Wang, H., Liu, X., & Yang, Y. (2021). Synergistic interactions between marine fungi *Rhodotorula* and *Aspergillus*: Implications for bioremediation. *Marine Pollution Bulletin*, 168, 112394.
- Waqas, M., Khan, A. L., Kamran, M., Hamayun, M., Kang, S. M., Kim, Y. H., ... & Lee, I. J. (2012). Endophytic fungi produce gibberellins and indoleacetic acid and promote host-plant growth during stress. *Molecules*, 17, 10754-10773.
- Watkinson, S. C., Boddy, L., & Money, N. P. (2015). *The Fungi* (3rd ed.). Academic Press.
- Webster, J., & Weber, R. W. S. (2007). *Introduction to Fungi* (3rd ed.). Cambridge University Press.
- White, T. J., Bruns, T., Lee, S., & Taylor, J. (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In M. A. Innis, D. H. Gelfand, J. J. Sninsky, & T. J. White (Eds.), *PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications* (pp. 315-322). Academic Press.
- White, M. M., James, T. Y., O'Donnell, K., Cafaro, M. J., Tanabe, Y., & Sugiyama, J. (2006). Phylogeny of the Zygomycota based on nuclear ribosomal sequence data. *Mycologia*, 98(6), 872-884.
- Wills, C., & Carter, D. A. (2003). Fungal population genetics and species recognition. In J. W. Taylor, M. J. Crous, & C. N. Spatafora (Eds.), *Fungal Genetics and Genomics* (pp. 43-66). Springer-Verlag.

Références bibliographiques

Wood, D. A., & Thurston, C. F. (1994). Lignin degradation and biosynthesis. In J. G. Hurst, G. R. Knudsen, M. J. McInerney, L. D. Stetzenbach, & M. V. Walter (Eds.), *Manual of Environmental Microbiology* (pp. 563-570). American Society for Microbiology Press.

Worrall, J. J. (1999). Structure and dynamics of fungal populations. In J. J. Worrall (Ed.), *Structure and Dynamics of Fungal Populations* (pp. 1-37). Kluwer Academic Publishers.

Wöstemeyer, J., & Kreibich, G. (2002). Repetitive DNA elements in fungi (*Mycota*). In H. D. Osiewacz (Ed.), *The Mycota: A Comprehensive Treatise on Fungi as Experimental Systems for Basic and Applied Research* (Vol. 4, pp. 67-85). Springer-Verlag.

Xu, J. R., & Hamer, J. E. (1996). MAP kinase and cAMP signaling regulate infection structure formation and pathogenic growth in the rice blast fungus *Magnaporthe grisea*. *Genes & Development*, 10(21), 2696-2706. <https://doi.org/10.1101/gad.10.21.2696>

Yarden, O., & Katan, T. (1993). Mutations leading to substitutions at amino acid 198 in beta-tubulin that correlate with benomyl-resistant phenotypes of field strains of *Botrytis cinerea*. *Phytopathology*, 83(12), 1478-1483. <https://doi.org/10.1094/Phyto-83-1478>

Yuan, X., Cao, W., Tian, L., Chen, M., & Wang, S. (2018). Diversity and antifungal activity of endophytic fungi associated with the medicinal plant *Glycyrrhiza uralensis*. *Frontiers in Microbiology*, 9, 1562.

Zabalgoieazcoa, I. (2010). Fungal endophytes and their interactions with plant pathogens: A review. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 8(S2), S40-S47. DOI: 10.5424/sjar/2010082-1399

Zak, J. C., Willig, M. R., Moorhead, D. L., & Wildman, H. G. (1994). Functional diversity of microbial communities: A quantitative approach. *Soil Biology and Biochemistry*, 26(9), 1101-1108. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(94\)90131-7](https://doi.org/10.1016/0038-0717(94)90131-7)

Zeng, Y., et al. (2019). Ecological specialization drives diversification in the leaf-associated fungal tree of life. *Frontiers in Microbiology*, 10, Article 1209. doi: 10.3389/fmicb.2019.01209

Zhang, Y., Xu, J., & Chen, X. (2023). Melanin-mediated UV and gamma radiation resistance in *Cladosporium* species. *Journal of Fungi*, 9(1), 22.

Zhang, L., Crous, P. W., & Hyde, K. D. (2021). *Dothideomycetes*. In Crous PW, et al. (Eds.), *Fungal Planet Description Sheets: 1112-1181*. *Persoonia*, 46, 187-321.

Zhdanova N.N, Zakharchenko V.A, Haselwandter K. (2005). Radionuclides and fungal communities. In: Dighton j, White JF Jr, Oudemans P (eds) *The fungal community, its organization and role in the ecosystem*. CRC Press, Baton Rouge, pp 759-768

Zolan, M. E. (1995). Chromosome-length polymorphism in fungi. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 59(4), 686-698.

Zotz, G., & Hietz, P. (2001). The physiological ecology of vascular epiphytes: Current knowledge, open questions. *Journal of Experimental Botany*, 52(364), 2067-2078. <https://doi.org/10.1093/jexbot/52.364.2067>

Zuccaro, A., et al. (2019). Marine fungi and their potential applications in biotechnology. *Journal of Applied Microbiology*, 127(1), 24-35. doi:10.1111/jam.14289

Abstract

Epiphytic fungi, especially those colonizing the phyllosphere of *Posidonia oceanica* (L.) Delile, play a vital role in Mediterranean marine ecosystems. These fungi, residing on the leaves of this endemic marine plant, not only contribute to the protection and health of their host but also exhibit significant biotechnological potential. *Posidonia oceanica* is known for forming extensive underwater meadows that support complex ecosystems, providing valuable ecosystem services both ecologically and socio-economically. This study aims to identify the fungal diversity of the epiphytes present on the phyllosphere of *P. oceanica* in the Ain Tagourait region (Algeria). The samples revealed the presence of 8 fungal genera, mostly belonging to the phylum Ascomycota, with a predominance of the genus *Penicillium*. Other identified genera include *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Neoscytalidium*, *Stachybotrys*, and *Trichocladium*. *Rhodotorula* is the only genus belonging to the phylum Basidiomycota. The ecological functions and biotechnological potential of these epiphytic fungi suggest that they play an essential role in the protection and survival of *Posidonia oceanica*.

Keywords: epiphytic fungi, *Posidonia oceanica*, ecological diversity, phyllosphere, Ain Tagourait (Algeria).

ملخص

تلعب الفطريات الهوائية، وخصوصاً تلك التي تستعمر السطح الورقي لـ *Posidonia oceanica* (L.) Delile، دوراً حيوياً في الأنظمة البيئية البحرية في البحر الأبيض المتوسط. تساهم هذه الفطريات التي تعيش على أوراق هذا النبات البحري المتوطن، ليس فقط في حماية وصحة مضيفها، ولكنها أيضاً تمتلك إمكانات كبيرة في المجال الحيوي التكنولوجي. تُعترف *Posidonia oceanica* بتكوين مروج بحرية واسعة تدعم أنظمة بيئية معقدة، مما يوفر خدمات بيئية ثمينة على المستويات البيئية والاجتماعية الاقتصادية على حد سواء. تهدف هذه الدراسة إلى تحديد تنوع الفطريات الهوائية الموجودة على السطح الورقي لـ *P. oceanica* في منطقة عين تقوريت (الجزائر). كشفت العينات عن وجود 8 أجناس فطرية، أغلبها ينتمي إلى شعبة الفطريات (Ascomycota)، مع غلبة جنس *Penicillium*. تم تحديد أجناس أخرى مثل *Stachybotrys*، *Trichocladium*، *Neoscytalidium*، *Cladosporium*، *Aureobasidium*، *Aspergillus*، *Rhodotorula* هو الجنس الوحيد الذي ينتمي إلى شعبة الفطريات (Basidiomycota). تشير الوظائف البيئية وإمكانات التكنولوجيا الحيوية لهذه الفطريات الهوائية إلى أنها تلعب دوراً أساسياً في حماية وبقاء *Posidonia oceanica*.

الكلمات المفتاحية: الفطريات الهوائية، *Posidonia oceanica*، التنوع البيئي، السطح الورقي، عين تقوريت (الجزائر).