

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE**

**Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département Ecologie et Environnement**



En vue de l'obtention du diplôme de Master II

En Ecologie et environnement

Spécialité : Biodiversité et Ecologie Végétale

Thème

**Diversité des épiphytes des rhizomes de la Posidonie
(*Posidonia oceanica*) de la région de Tigzirt (Tizi-
Ouzou, Algérie)**

Présenté par : ABOUD Kathia

Le : 25/09/2022

Devant le jury :

Président : Mme GHAZI-YAKER.....MAA à L'UMMTO

Promotrice : Mme SADDOUN N.....Professeur à L'UMMTO

Co-promotrice: Melle MECHIAH F.....Doctorante à L'UMMTO

Examinatrice: Melle OUZID Y.....MCB à UMBB

2021/2022

Remerciements

*Au terme de cette étude, je tien d'abord et avant tous de remercier **Dieu** tout puissant de m'avoir guide et pour le courage, la patience et la santé qu'il nous a accordée durant toutes ces années d'études en particulier, et de vie en général, pour affronter toutes les difficultés et les obstacles, qui se sont hisses au travers de nos chemins.*

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce travail, premièrement ma promotrice Professeur **Mme Saadoun N**, directrice du laboratoire Ressource Naturelle de l'Université Mouloud Mammeri Tizi Ouzou, qui ma propose ce sujet et d'accepter de m'encadrer et diriger ce travail, et qui m'a accueillie dans son laboratoire et m'a donné la possibilité de travailler. Sa rigueur, ses conseils judicieux et ses orientations, son aide et sa très gentillesse, et la confiance qu'il m'a témoignée en assurant ce mémoire.*

*Mes vifs remerciements à ma co-promotrice **Melle Mechiah F**, pour m'avoir dirigé tous au long de ce travail, pour sa disponibilité, ses conseils, son aide permanente, son soutien, ses encouragement et sa gentillesse ont été plus que précieux. Mes sincères reconnaissances pour elle.*

*De même, je souhaite exprimer ma reconnaissance envers les membres de jury pour avoir accepté de juger ce travail ; je leur témoigne toute ma gratitude. Je suis très honorée que **Mme Ghazi YAKER** a accepté la présidence du jury de soutenance. Je remerciée également **Melle Ouzid Y** pour avoir acceptée d'examiner mon travail de mémoire ; je ne doute pas que leur critiques et suggestions me serait d'un grand enseignement.*

Enfin, Mes remerciements vont également à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

Dédicaces

A mes parents Mouhammed et Ouardia

Merci de m'avoir permis de réaliser ces longues études et celles à venir, merci pour l'éducation et les valeurs que vous m'avez transmises. Merci pour tout l'amour que vous me portez et toute la confiance que vous m'accordez. Que ce travail soit un hommage aux énormes sacrifices que vous imposez afin d'assurer mon bien-être. Puisse Dieu vous préserver et vous procurer santé et bonheur

A ma sœur Kahina et mon frère Rayane

Que Dieu vous protège, renforce notre fraternité, je vous souhaite tous le bonheur du monde.

A mes grandes mères

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

A la mémoire de mon grand père

Puisse ton âme reposer en paix.

A ma tante Samira et son mari Lounas

Et leurs enfants Yani, Idir, Lina

A une famille au sein de laquelle je me suis toujours sentie chez moi et qui m'ont toujours considérée comme une des leurs. Les expressions me trahissent, et ne peuvent exprimer mon attachement, mon amour pour vous. Qu'il ne soit permis de vous exprimer à travers ce travail, mon respect et ma vive reconnaissance.

A mes tantes Fatiha, Aldjia, Saliha et leurs maris

Que Dieu vous accorde de la santé et une longue vie.

A mon oncle et sa femme et leur fille Anais

Que Dieu vous protège.

A Hocine

Depuis que je t'ai connu, tu n'as cessé de me soutenir. Tu me voulais toujours le meilleur.

A mes très chères amies

Chabha, Fatiha, Leticia. Kenza.

A toute la promotion de B.E.V 2021/2022.

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Sommaire

Introduction générale.....	2
Chapitre 1. Généralités sur les champignons	4
1. Introduction	5
2. Mode de vie.....	5
2.1 Saprophytes	5
2.2 Parasites	6
2.3 Symbiotes	6
3. Reproduction des champignons	6
3.1 Reproduction asexuée.....	6
3.2 Reproduction sexuée.....	6
4. Classification des champignons	7
4.1. Chtridiomycota	7
4.1 Zygomycota	8
4.2 Glomeromycota	8
4.3 Dicyaria.....	8
5. Morphologie et structure du thalle	9
6. Croissance des champignons.....	10
7. Champignons marins.....	11
Chapitre 2. La posidonie (<i>Posidonia oceanica</i>).....	12
1. Introduction	13
2. Distribution géographique.....	13
3. Systématique	14

4.	Structure de l'herbier.....	15
4.1	Racines.....	15
4.2	Rhizomes	15
4.3	Matte.....	16
4.4	Feuilles.....	16
4.5	Fleurs	17
4.6	Fruits.....	17
5.	Cycle de vie.....	17
5.1	Reproduction asexuée.....	18
5.2	Reproduction sexuée.....	18
6.	Rôles des herbiers à <i>Posidonia oceanica</i>	18
6.1	Equilibres écologiques du système littoral	18
6.2	Equilibres physiques du système littoral	19
6.3	Rôle Economique	19
6.4	Rôle de Bioindicateur	19
7.	Sensibilités aux facteurs externes abiotiques	20
7.1	Luminosité	20
7.2	Salinité.....	20
7.3	Température.....	20
7.4	Hydrodynamisme.....	21
8.	Champignons épiphytes de <i>Posidonia oceanica</i>	21
	Chapitre 3. Matériel et méthodes.....	22
1.	Description de la zone d'étude	23
2.	Bioclimat	23
2.1	Températures	24
2.3.	Diagramme d'ombrothermique de Bagnouls et Gausson (1953)	25
2.4.	Climagramme d'Emberger (1955).....	25

3.	Echantillonnage sur terrain.....	27
4.	Préparation du milieu de la culture PDA (Potato-Dextrose-Agar).....	27
4.1.	Composition.....	27
4.2.	Préparation.....	27
4.3.	Isolement et mise en culture des épiphytes	27
5.	Méthodes d'identification des souches fongiques.....	28
5.1.	Identification macroscopique	28
5.2.	Identification microscopique	28
6.	Analyse statistique.....	28
6.1.	Abondance des genres	28
6.2.	Analyse de la variance (ANOVA).....	29
6.3.	Analyse en composantes principales (ACP).....	29
	Chapitre 4. Résultats et discussion	30
1.	Inventaire des genres fongiques identifiés	31
2.	Description de quelques genres identifiés	32
2.1	<i>Alternaria</i>	32
2.2	<i>Aspergillus</i>	33
2.3	<i>Aureobasidium</i>	33
2.4	<i>Cladosporium</i>	34
2.5	<i>Paecilomyces</i>	35
3.	Abondance des genres fongiques recensés.....	36
4.	Analyse de variance ANOVA	37
5.	Analyse en composante principales (ACP).....	39
6.	Analyse en composantes principales globale	40
	Conclusion générale	43
	Références bibliographiques	46

Liste des abréviations

°C : degré Celsius

ACP: analyse composante principale.

Cm : centimètre.

G: gramme.

Km : kilomètre.

M : mètre.

Min : Minute.

Mi : millilitre

PDA : Potato Dextrose Agar

Psu : unité de salinité pratique (Practical Salinity Unit).

Liste des figures

Figure 1. Reproduction chez les champignons (Tikour, 2018)	7
Figure 2. Classification mise à jour du niveau de phylum des champignons (Tedersoo et Abarenkov, 2018).....	9
Figure 3. Principaux types des thalles des champignons et pseudo-champignons (Bouزيد, 2015).....	10
Figure 4. Répartition de <i>Posidonia oceanica</i> le long des côtes Méditerranéennes (lignes rouge) (Procaccini et al., 2003, modifiée).....	14
Figure 5. Rhizome plagiotrope de <i>Posidonia oceanica</i> dont partent vers le haut deux rhizomes orthotropes et vers le bas des racines (Boudouresque et Meinesz, 1982).	15
Figure 6. Schéma et photographie montrant un fond d'herbier de Posidonie et sa matre (Mammeria, 2006).....	16
Figure 7. localisation géographique du site d'échantillonnage (Google Earth, 2022).....	23
Figure 8. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен de la région de Tizirt.	25
Figure 9. Situation de la région de Tizirt dans le climagramme d'Emberger.....	26
Figure 10. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Alternaria</i>	32
Figure 11. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Aspergillus</i>	33
Figure 12. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Aureobasidium</i>	34
Figure 13. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Cladosporium</i>	35
Figure 14. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre <i>Paecilomyces</i>	35
Figure 15. Abondances des genres fongiques épiphytes des rhizomes de <i>Posidonia oceanica</i>	36
Figure 16. Analyse en composantes principales (ACP) des champignons épiphytes des rhizomes de <i>Posidonia oceanica</i> de la région de Tizirt.	39
Figure 17. Analyse en composante principales (ACP0 des champignons épiphytes et endophytes des rhizomes de <i>Posidonia oceanica</i> de la région de Tizirt.....	41

Liste des tableaux

Tableau 1. Températures mensuelles historique basées sur les données enregistrées pour la région de Tizirt (2006-2020).	24
Tableau 2. Précipitations mensuelles historiques basées sur les données enregistrées pour la région de Tizirt (2006-2020).	24
Tableau 3. Données calculées pour la détermination de l'étage bioclimatique de la région de Tizirt.	26
Tableau 4. Classification des genres fongiques épiphytes isolés de <i>Posidonia oceanica</i>	32
Tableau 5. Résultats de l'analyse de variance (ANOVA).	38
Tableau 6. Matrice de corrélation de Pearson entre les champignons épiphytes.	38
Tableau 7. Matrice de corrélation de Pearson entre les champignons épiphytes et endophytes.	40

Introduction générale

Introduction générale

Chaque plante peut être colonisée par différents types de microbes, notamment des bactéries, des champignons, des levures, des archées et les virus (Preece et Dickinson, 1971).

Les plantes constituent l'un des habitats importants et favorisent la croissance d'une grande variété de microorganismes. Elles sont peuplées de microorganismes tant sous le sol qu'au-dessus. Ces êtres vivants interagissent avec les plantes, car celle-ci offrent une grande variété d'habitats, notamment la phyllosphère, la rhizosphère et l'endosphère (Lynch, 1990 ; Lindow et *al.*, 2002). Les microorganismes colonisant les parties externes des plantes sont généralement appelés épiphytes, tandis que d'autres sont présents à l'intérieur des tissus internes, y compris les tissus aériens et racinaires et sont considérés comme des endophytes. L'association interactive des microbes avec la plante hôte peut être nuisible ou bénéfique pour la plante selon les différents types d'association classés comme commensalisme, mutualisme, amensalisme, compétition, neutralité, synergie ou parasitisme (Kumar et *al.*, 2017).

Le terme épiphyte, du grec épi (sur) et phyton (plante) a été introduit par Mirbel dans son livre *Eléments de physiologie végétale et de botanique* en 1815 et se réfère à un organisme qui se développe sur une plante vivante. Les épiphytes ne sont pas des parasites, c'est-à-dire qu'ils sont habituellement indépendants de la plante hôte pour la nutrition, bien qu'ils puissent parfois endommager la plante hôte (Ouzid, 2018).

Concernant les champignons, environ 80 000 à 120 000 espèces de champignons ont été décrites et le nombre total des espèces existantes sur terre est estimé autour de 1,5 million (Hawksworth, 2001 ; Kirk et *al.*, 2001). Ils se trouvent sur tous les continents, à toutes les latitudes et prolifèrent dans tous les écosystèmes terrestres et aquatiques (Roy-Bolduc et *al.*, 2012).

La colonisation des plantes par les microbes n'est pas seulement limitée aux plantes terrestres, les plantes aquatiques ont aussi des chances égales (Goulder et Baker, 1991).

La côte méditerranéenne est variée et dynamique. Elle comporte de multiples caractéristiques géologiques, conditions océanographiques et climatiques régionales et locales différentes (Otero et *al.*, 2018). Les herbiers à *Posidonia oceanica* constituent l'écosystème marin le plus important de la Méditerranée (Boudouresque et Meinesz, 1982). Les herbiers de Posidonie constituent un puissant intégrateur de la qualité globale des eaux marines (Augier, 1985 ; Pergent, 1991 ; Pergent et *al.*, 1995). Cela est dû au fait qu'ils présentent une large répartition géographique, une grande longévité, une permanence de l'abondance ; ils ont également la capacité de concentrer une vaste gamme de xénobiotiques (Ward, 1989).

Introduction générale

L'objectif de notre travail est de mettre en évidence et d'estimer l'abondance des champignons épiphytes des rhizomes de la posidonie de la région de Tigzirt de la wilaya de Tizi-Ouzou (Algérie). Ce travail rentre dans le cadre des activités de recherche du laboratoire Ressources Naturelles de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. Très peu de travaux ont concerné cette étude. Ce mémoire est subdivisé en 4 chapitres à savoir :

- ❖ chapitre 1 : synthèse bibliographique sur les champignons en particulier les champignons marins ;
- ❖ chapitre 2 : description de la posidonie (*Posidonia oceanica*) ;
- ❖ chapitre 3 : matériel et les méthodes utilisées dans ce travail ;
- ❖ chapitre 4 : les résultats obtenus avec leur discussion.

Nous avons terminé le travail par une conclusion générale et quelques perspectives.

Chapitre 1.
Généralités sur les
champignons

1. Introduction

Les champignons constituent l'un des principaux clades de la vie, environ 80 000 espèces de champignons ont été décrites, mais le nombre réel d'espèces a été estimé à environ 1,5 million (Hawksworth et *al.*, 1995 ; Hawksworth, 2001).

Les champignons appelés aussi Mycètes, sont des organismes eucaryotes uni ou pluricellulaires, incluant des espèces macroscopiques (Macromycètes) et d'autres microscopiques (Micromycètes). Ils constituent un règne à part, distinct de celui des plantes ou des animaux (Chabasse et *al.*, 2002). Ils représentent l'un des plus importants groupes d'organismes sur terre et jouent un rôle clé dans un grand nombre d'écosystèmes (Mueller et Schimt, 2007). Ce sont des organismes immobiles (Chabasse et *al.*, 1999), aérobies strictes et rarement anaérobies (Grigoriu, 1984). Les champignons sont des thallophytes (Boiron, 1996, Bouchet et *al.*, 1999), non chlorophylliens et ils ne peuvent pas synthétiser leur matière organique à partir du CO₂ atmosphérique (Bouchet et *al.*, 2005). La majorité a une préférence pour les milieux à pH acide (Jesus, 1998).

D'un point de vue métabolique, ils sont chimiohétérotrophes, c'est-à-dire qu'ils utilisent du carbone organique comme source d'énergie (Carlile et Watkinson, 1994 ; Redecker, 2002). Ils ont une paroi constituée de chitine, polysaccharide très résistant (Carlile et Watkinson, 1994). Les champignons développent un système de filaments ou hyphes, plus ou moins ramifiés, appelé thalle. On distingue le thalle végétatif et le thalle reproducteur. Les champignons sont composés de longs filaments fongiques, qui forment le mycélium (Raven et *al.*, 2007). D'un point de vue structural, les champignons sont classés en deux grandes catégories : la forme levure unicellulaire et la forme mycélienne pluricellulaire constituée d'hyphes (Redecker, 2002). Certaines espèces optent pour les deux formes, tandis que d'autres sont restreintes à l'une ou l'autre (Jennings et Lysek, 1996).

2. Mode de vie

2.1 Saprophytes

Les espèces saprophytes se développent aux dépens des substances mortes d'origine animale ou végétale (Bouchet et *al.*, 1999). Dans le sol, les champignons participent au cycle de l'azote par la dégradation de l'humus. Ils ont la capacité de dégrader la cellulose, ainsi que la lignine et sont considérés comme les principaux recycleurs de la matière organique à partir du matériel végétal (Lutzoni et *al.*, 2004).

2.2 Parasites

Plusieurs champignons mènent une vie parasite vis-à-vis des substances organiques (Florent, 1993). Le parasite est nuisible et souvent nocif. Il existe des parasites obligatoires, facultatifs ou opportunistes (Lutzoni et *al.*, 2004).

2.3 Symbiotes

Il s'agit d'une relation bénéfique aux deux partenaires : elle peut être facultative ou obligatoire (Florent, 1993). Certaines espèces vivent en symbiose avec les plantes supérieures (c'est le cas des mycorhizes) et leurs apportent des éléments nutritifs, essentiellement le phosphore, utile à la croissance et d'autre part elles renforcent leurs défenses naturelles vis-à-vis des stress biotiques ou abiotiques (Alexander, 1977).

3. Reproduction des champignons

Les champignons se reproduisent principalement par l'intermédiaire des spores qui sont des structures uni ou multicellulaires, avec diverses formes et tailles, capables de reproduire l'espèce parentale après germination. Les spores peuvent se former à travers une voie asexuée ou à travers une voie sexuée (Bouزيد, 2015) (Figure 1).

3.1 Reproduction asexuée

Elle n'implique pas de caryogamie (fusion des noyaux) et de méiose. Cette reproduction mène à une très grande incidence de recombinaison génétique et une formation de nouveaux génotypes, qui permettent aux champignons de s'adapter facilement à une multitude de conditions environnementales. Elle est d'habitude plus importante pour la colonisation du milieu par l'espèce, parce qu'elle mène à la production d'un grand nombre d'individus, particulièrement quand le cycle est répété plusieurs fois, durant une saison (Bouزيد, 2015). Les méthodes de reproduction asexuée communément rencontrées chez les champignons peuvent être :

- fragmentation d'une partie du thalle en fragments ;
- scission ou bourgeonnement du thalle en cellules filles ;
- bourgeonnement de novo de spores mitotiques à partir du thalle.

3.2 Reproduction sexuée

Comme chez les autres organismes vivants, la reproduction sexuée chez les champignons implique la fécondation, aboutissant à l'union de deux noyaux. Le cycle sexué des champignons se déroule en trois étapes : plasmogamie, caryogamie et méiose (Jennings et

Lysek, 1996). La plasmogamie correspond à la fusion cellulaire entre deux cellules haploïdes. La cellule résultante est appelée dicaryon, car elle possède deux types de noyaux haploïdes. Les deux noyaux vont fusionner lors de la caryogamie, puis la méiose va convertir une cellule diploïde en quatre cellules haploïdes (Carlile et Watkinson, 1994). Cette reproduction aboutit à la production de spores spécialisées ayant des noms particuliers, telles que zygospores, ascospores, basidiospores et oospores (Bouزيد, 2015) (Figure 1).

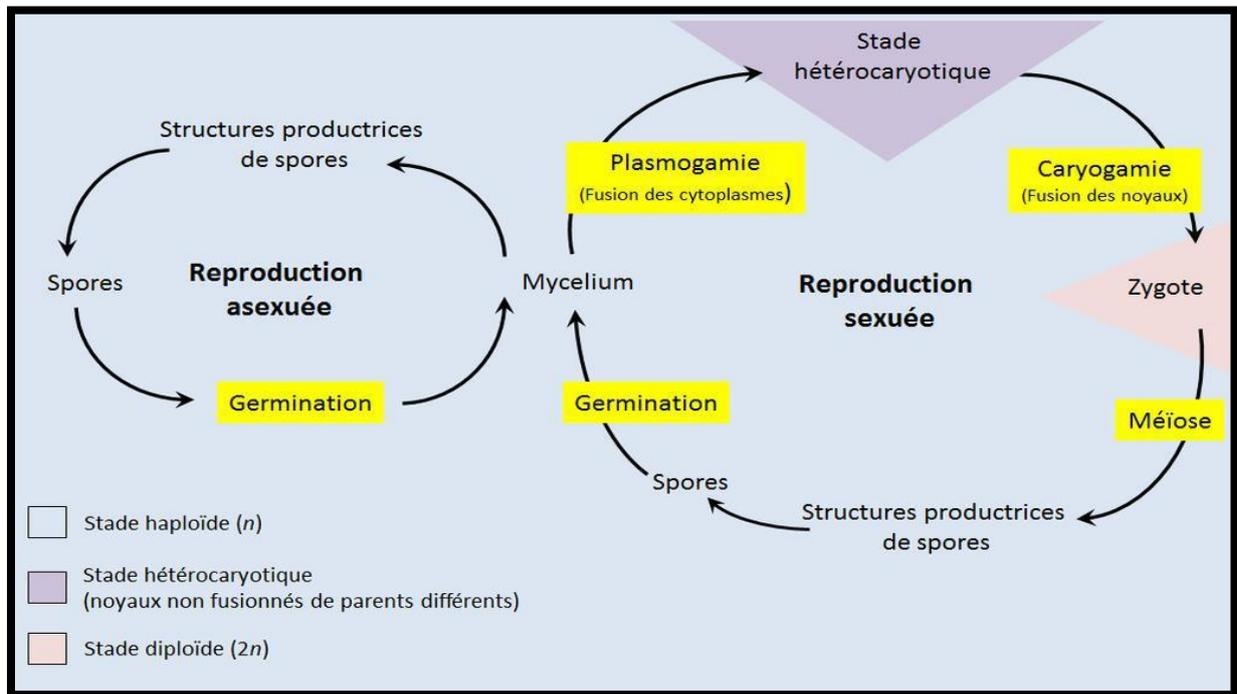


Figure 1. Reproduction chez les champignons (Tikour, 2018).

4. Classification des champignons

L'organisation des champignons en phyla est actuellement revisitée sur des bases phylogénétiques. Cinq phyla sont aujourd'hui acceptés selon une analyse phylogénétique reposant sur 6 règnes et plus de 200 organismes (James *et al.*, 2006). Si la monophylie des Ascomycota, Basidiomycota et des Glomeromycota est confirmée, les Chtridiomycota et Zygomycota sont polyphylétiques (James *et al.*, 2006 ; Bar-Hen *et al.*, 2008) (Figure 2).

4.1. Chtridiomycota

Les organismes du phylum des Chtridiomycota sont les seuls champignons à posséder des spores uni-flagellées (zoospores) (Jennings et Lysek, 1996). C'est la lignée évolutive la plus ancienne des champignons, qui constitue un clade polyphylétique (James *et al.*, 2006 ; Bar-Hen *et al.*, 2008). La présence de spores flagellées semble restreindre ces organismes aux milieux aquatiques et dans les sols humides (James *et al.*, 2000). Les organismes de ce

phylum sont souvent microscopiques, mais peuvent aussi produire un mycélium. La plupart des Chytrides sont saprotrophes. Aérobie ou anaérobie, ils sont capables de dégrader un grand nombre de substrats (Powell, 1993 ; Shearer et *al.*, 2007).

4.1 Zygomycota

Les Zygomycota constituent un groupe ancien de champignons, ayant divergés après les Chytridiomycota (Bar-Han et *al.*, 2008). Ce groupe est formé d'organismes microscopiques hétérogènes, et polyphylétique (Tanabe et *al.*, 2000 ; James et *al.*, 2006 ; Bar-Han et *al.*, 2008). Différents modes de vie sont retrouvés, les plus communs étant le saprophytisme et le parasitisme (d'insectes principalement). Plus de 600 espèces ont été décrites à ce jour, ce qui représente moins de 1% des champignons décrits (Hawksworth et Rossman, 1997 ; Hawksworth, 2001).

4.2 Glomeromycota

Historiquement, les organismes de ce phylum étaient placés au sein des Zygomycota, dans l'ordre des Glomerales, un groupe qui regroupait les champignons mycorhiziens à arbuscules (Morton et Benny, 1990). Une analyse phylogénétique du gène codant l'ARNr 18S a démontré la monophylie de l'ensemble des champignons mycorhiziens à arbuscules, ce qui a permis d'ériger un nouveau phylum : les Glomeromycota (Schüßler et *al.*, 2001). Ce sont des champignons qui forment rarement des cloisons, pour diviser les hyphes en cellules. Ils se reproduisent asexuellement par la formation des spores. Lorsque les conditions sont favorables, les spores germent et développent un mycélium court, pour tenter de trouver une racine hôte convenable (Roehl, 2017). Ils sont subdivisés en 3 classes : Archaeosporomycètes, Glomeromycètes, et Paraglomeromycètes et 5 ordres : Archaeosporales, Diversisporales, Gigasporales, Glomerales et Paraglomerales. 15 familles et 38 genres ont été décrits. Les espèces les plus connues appartiennent à la famille des Glomeraceae, dont le genre *Glomus* est le plus utilisé dans les travaux d'expérimentation (Mechiah, 2015).

4.3 Dicarya

Les phyla Ascomycota et Basidiomycota forment le groupe des Dicyaria et représentent la majorité des espèces de champignons décrites, en l'occurrence 67000 espèces (Taylor et *al.*, 2004). Les organismes du phylum des Ascomycota comptent 45000 espèces décrites à ce jour et constituent la quasi-totalité des champignons capables de former des associations lichéniques (Hawksworth, 2001 ; Taylor et *al.*, 2004). Des modes de vie saprophytes et parasites sont également largement répandus. On retrouve également chez ces organismes, les champignons utilisés en agroalimentaire (*Saccharomyces cerevisiae*), ou en

pharmacologie (*Penicillium chrysogenum*). Les organismes du phylum des Basidiomycota regroupent 22000 espèces décrites (Taylor et al., 2004). Leur mode de vie est principalement saprophyte : ce sont d'ailleurs les organismes fongiques ayant les capacités de dégradation de matériels ligno-cellulolytique les plus élaborées (Hibbet et Donoghue, 2001). On retrouve également des organismes symbiotiques de plantes ou parasites d'animaux.

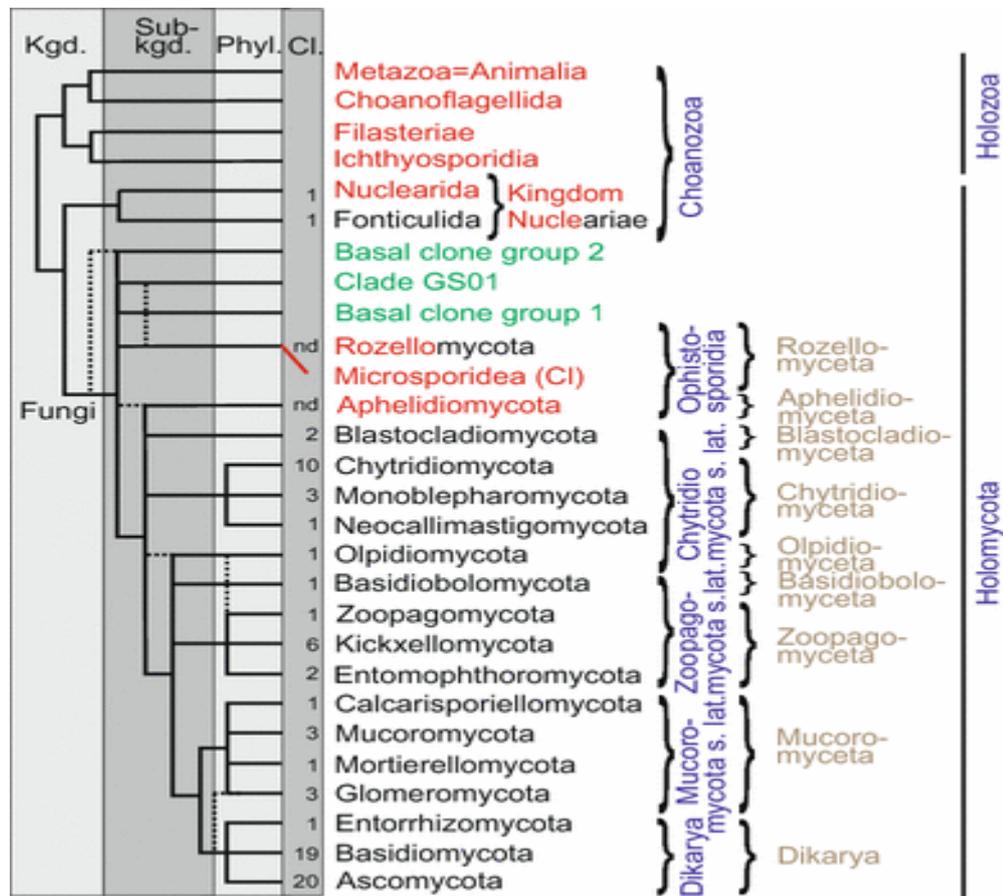


Figure 2. Classification mise à jour du niveau de phylum des champignons (Tedersoo et Abarenkov, 2018).

5. Morphologie et structure du thalle

Le thalle filamenteux est formé par des hyphes, qui sont des filaments tubulaires microscopiques, souvent ramifiés en différentes directions et se développant à la surface et/ou à l'intérieur du substrat, à partir duquel les champignons se nourrissent. Les hyphes mycéliennes sont de longueur indéterminée et ont souvent un diamètre assez constant, en fonction de l'espèce et des conditions de croissance. Elles croissent seulement au niveau de leurs extrémités, derrière lesquelles elles vieillissent progressivement et dans les régions les plus âgées, ces hyphes peuvent dégénérer par autolyse ou être dégradées par d'autres organismes (hétérolyse). Chez la majorité des groupes fongiques, les hyphes ont des cloisons

transversales appelées aussi septum, disposées à des intervalles plus ou moins réguliers sur toute leur longueur. Les hyphes de ce type sont dits septés et caractérisent les Ascomycota et les Basidiomycota. Le thalle fongique peut aussi être unicellulaire, comme chez plusieurs Ascomycota, Basidiomycota et Zygomycota qui forment des levures. Ce thalle unicellulaire est rencontré aussi chez certains Chytridiomycota non filamenteux. Les cellules qui forment le thalle sont d'habitude uni-nucléés (Bouزيد, 2015) (Figure 3).

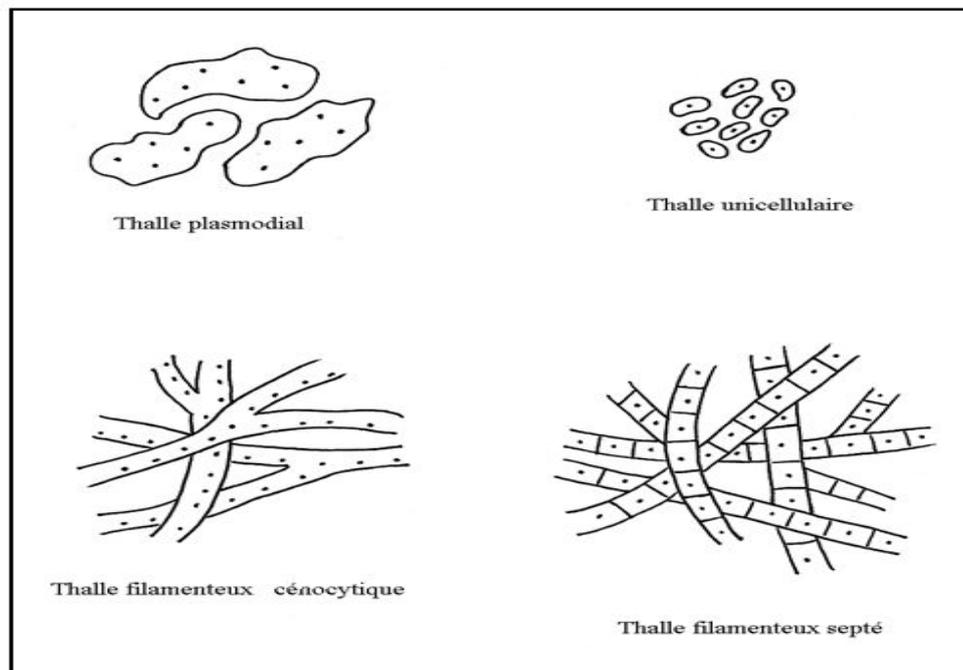


Figure 3. Principaux types des thalles des champignons et pseudo-champignons (Bouزيد, 2015).

6. Croissance des champignons

La croissance des champignons mycéliens est assurée par des hyphes qui sont constitués de cellules hétérocaryotiques (Ascomycota et Basidiomycota) ou coenocytiques (Zygomycota et Glomeromycota). Leur extension est restreinte à l'apex. Après division, l'article apical nouvellement formé peut se séparer du reste du mycélium par une cloison (mycélium septé) ou non (mycélium siphonné) (Jennings et Lysek, 1996). Les hyphes vont se broncher en réseau, déterminant en partie la morphologie macroscopique du thalle. La croissance et la nutrition vont se faire de façon concomitante, la croissance sera réalisée par une extension de la paroi à l'apex, avec un apport continu de chitine. En même temps, au niveau de l'apex également, des enzymes hydrolytiques seront déversées dans le milieu extérieur (Carlile et Watkinson, 1994).

7. Champignons marins

Les champignons de la mer sont définis selon leur besoins environnementaux et physiologiques. D'après Khudyakova et *al.* (2000), 98% des espèces fongiques trouvées dans le milieu marin sont facultatives, représentées surtout par les genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Wardomyces*, *Chrysosporium* et *Chaetomium*. Le nombre d'espèces de champignons filamenteux marins est estimé par Kohlmeyer et Kohlmeyer (1979) à 500. Schaumann (1993) avance le nombre de 6000 espèces, alors que Gareth-Jones (1997) le limite à 1500. Toujours est-il que ces chiffres sont révisés par la découverte régulière de nouvelles espèces (Liberra et Lindequist, 1995). Cependant, la plupart des espèces fongiques marines attendent encore d'être décrites (Gareth-Jones, 1998).

La revue la plus récente de champignons marins par Jones et *al.*, (2015) a répertorié 1 112 espèces connus de champignons marins représentées par les Ascomycota (943 espèces), les Basidiomycota (96 espèces), les Chtridiomycota et embranchements apparentés (26 espèces), les Zygomycota (3 espèces), et les Blastocladiomycota (1 espèce).

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

Présents dans toutes les mers et océans, les champignons marins sont répartis sur le littoral, les plages sablonneuses, les mangroves et les eaux profondes, même dans les profondeurs abyssales à plus de -5000 m (Brisou, 1975 ; Kohlmeyer, 1977 ; Pang et *al.*, 2004). La microfonge marine des grandes profondeurs reste de ce fait très peu connue (Liberra et Lindequist, 1995 ; Vishwakiran et *al.*, 2001). Transportée par des supports inertes ou vivants sur lesquelles elle s'adsorbe, les spores fongiques sont véhiculées par les courants marins et atteignent les 5 zones myco-géographiques marines, à travers le globe terrestre : arctique, tempérée, subtropicale, tropicale et antarctique (Brisou, 1975 ; Kohlmeyer, 1983).

Leur répartition et fréquence restent plus constantes au niveau des sédiments, sur le plancton côtier et de haute mer, dans les mollusques, les coquillages, les crabes et les éponges ainsi que dans le tractus gastro-intestinal de poissons et certaines espèces sont d'importants pathogènes en milieu marin (Brisou, 1975 ; Tikour, 2018). Beaucoup de Micromycètes marines vivent sur des algues, bois, feuilles et autres corps organiques végétaux et animaux en décomposition, boues, sable et corail (Hyde et *al.*, 1998).

**Chapitre 2. La
posidonie (*Posidonia
oceanica*)**

1. Introduction

La posidonie (*Posidonia oceanica*), est une espèce endémique et dominante dans les eaux méditerranéennes peu profondes. Elle forme de vastes prairies (herbiers) dans les eaux les plus claires, entre la surface de la mer et plus de 40 m de profondeur. Son herbier offre des habitats variés à de nombreuses espèces animales et végétales, pour lesquelles il constitue un abri, une frayère et une nurserie (Mammeria, 2006).

La posidonie est une espèce présente sur terre depuis des millions d'années. Elle était à l'origine une plante à fleurs terrestre. Par la suite, elle est retournée vivre en mer (Boudouresque, 2019). Son importance est constatée dès la crise de l'assèchement de la Méditerranée, il y a environ six millions d'années, puisqu'elle est l'une des rares plantes qui a réussi à survivre à cet épisode (Ipek, 2020).

2. Distribution géographique

La phanérogame marine, *Posidonia oceanica* est endémique à la mer Méditerranée, elle colonise les côtes européennes (France, Corse, Sardaigne, Italie, Yougoslavie, Grèce, Turquie) et les côtes nord africaines (Égypte, Libye, Tunisie, Algérie) (Den Hartog, 1970 ; Phillips et Meneisz, 1988). Elle est plus abondante dans sa partie occidentale que dans sa partie orientale (absence dans la Mer de Marmara, le Bosphore et dans la Mer noire), même si elle disparaît près de Gibraltar et à l'embouchure des grands fleuves (Rhône, Po, Nil), suite aux trop fortes variations de salinité, à la trop faible disponibilité en lumière et à la turbidité (Boudouresque et Meneisz, 1982) (Figure 4).



Figure 4. Répartition de *Posidonia oceanica* le long des côtes Méditerranéennes (lignes rouge) (Procaccini et al., 2003, modifiée).

3. Systématique

Selon Kuo et Den Hartog (2001), la classification de *Posidonia oceanica* est comme suit :

Règne :	Plantes
Phylum :	Chlorophyta
Embranchement :	Magnoliophyta
Classe :	Liliopsida
Sous-classe :	Alismatidae
Ordre :	Potamogetonales
Famille :	Posidoniaceae
Genre :	<i>Posidonia</i>
Espèce:	<i>Posidonia oceanica</i> (Linnaeus) Delile.

4. Structure de l'herbier

La posidonie est une plante à fleurs sous marines. Elle est composée de racines, rhizomes, de feuilles, de fleurs et de fruits. Elle constitue de plus ce que l'on appelle la matelote (Ipek, 2020).

4.1 Racines

Auxquelles sont attachés les rhizomes peuvent aller jusqu'à 70 cm de long dans le sédiment. L'avantage principal d'avoir des racines, pour la posidonie est de s'ancrer sur le territoire sur lequel elle se trouve. Ainsi, elle colonise cet espace et empêche les autres plantes marines et algues de se fixer dans ces zones (Ipek, 2020).

4.2 Rhizomes

Les rhizomes sont des tiges rampantes qui sont liées aux racines et auxquelles sont liées les feuilles (Figure 5). Les rhizomes poussent horizontalement ou verticalement. Celles qui poussent horizontalement sont dites plagiotropes et celles qui poussent verticalement sont dites orthotropes. Les rhizomes plagiotropes permettent à la posidonie d'être fixée aux racines et de conquérir de vastes espaces dans la mer. Les rhizomes orthotropes vont absorber facilement l'énergie nécessaire venant du soleil, ainsi que les nutriments. Il est important de préciser que les rhizomes plagiotropes peuvent devenir des rhizomes orthotropes et inversement, mais seulement en fonction des disponibilités d'espace (Boudouresque et *al.*, 2006).

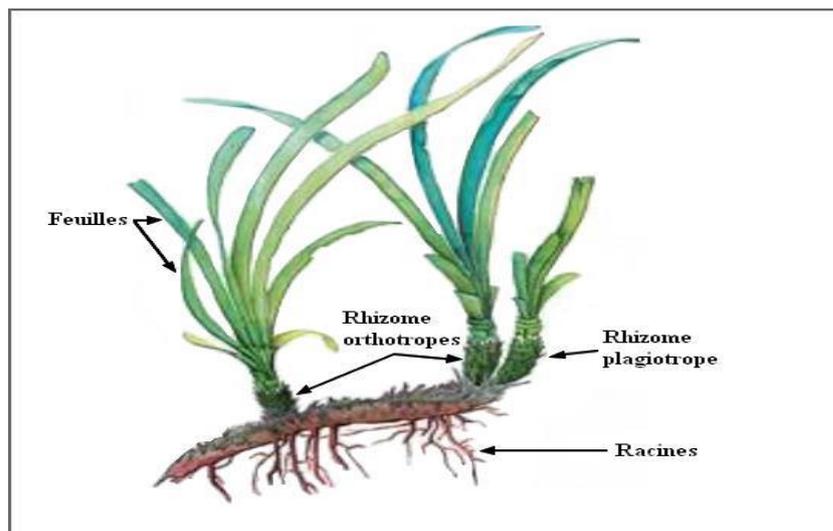


Figure 5. Rhizome plagiotrope de *Posidonia oceanica* dont partent vers le haut deux rhizomes orthotropes et vers le bas des racines (Boudouresque et Meinesz, 1982).

La posidonie est considérée comme étant « immortelle » grâce au rhizome qui se développe vers l'avant et meurt de la côte de sa façade arrière (Boudouresque et *al.*, 2006). La croissance des rhizomes est très lente. La progression annuelle d'un rhizome orthotrope est en moyenne de 2 cm par an (maximum observé 7,7 cm). La progression des rhizomes plagiotropes est un peu plus rapide et peut dépasser 10 cm par an (Noel et *al.*, 2012).

4.3 Matte

Les rhizomes et les racines retiennent les sédiments et forme ainsi un ensemble qui est la matte. Cette matte peut atteindre plusieurs mètres tout au long des siècles. Mais, il faut savoir que cet épaissement est très long, à savoir un mètre par siècle. Cela prouve que la matte peut survivre pendant de très longues années. Elle permet à la posidonie de coloniser l'espace sur lequel elle se trouve. De plus, elle permet de fixer les fonds marins et ainsi de combattre l'érosion (Ipek, 2020) (Figure 6).

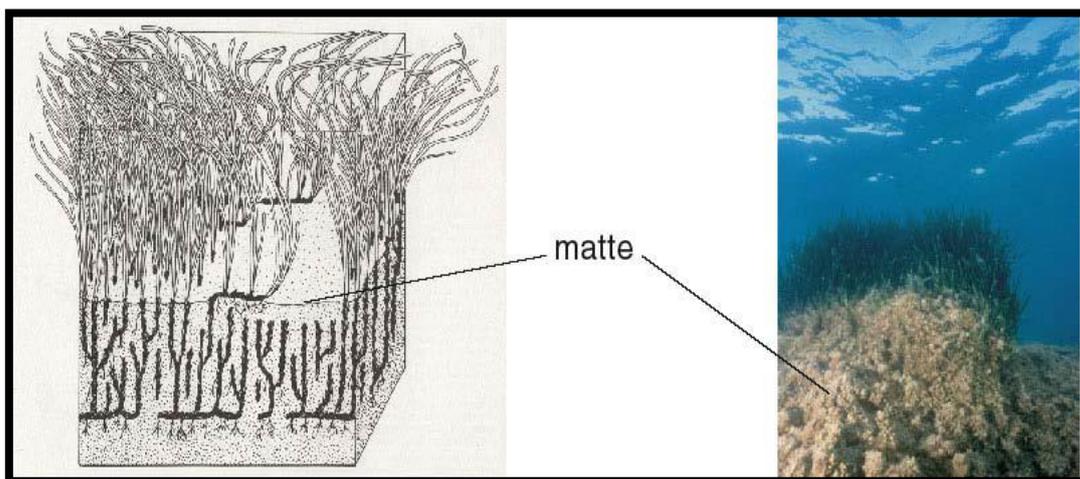


Figure 6. Schéma et photographie montrant un fond d'herbier de Posidonie et sa matte (Mammeria, 2006).

4.4 Feuilles

Au bout des rhizomes, sont retrouvées les feuilles de posidonie. Chaque rhizome peut comporter entre quatre et huit feuilles. Ils forment un ensemble appelé faisceau. Ces feuilles peuvent aller jusqu'à plus d'un mètre de longueur. Tout comme les racines et les rhizomes, les feuilles aussi sont un piège de sédiments. Les feuilles ont une durée de vie allant de quelques mois à un an. Mortes, ces feuilles vont être emportées par les vagues vers le large ou vers la côte. Dans ce dernier cas, les feuilles vont se retrouver sur les plages. Elles atteignent un très grand nombre, ces feuilles mortes vont constituer des banquettes de posidonie sur les plages (Ipek, 2020).

Les feuilles de *Posidonia oceanica* sont rubanées (Figure 5) et présentent une croissance basale. Suivant la saison, elles peuvent mesurer de quelques centimètres à plus d'un mètre de long. Leur largeur par contre assez constante durant toute l'année, près de 0,9 cm (Gobert, 2002). Elles sont disposées en faisceau ; les nouvelles feuilles apparaissent au centre et les plus âgées se trouvent donc à l'extérieur du faisceau, de nouvelles feuilles se forment toute l'année. Leur durée de vie est entre 5 et 8 mois, plus rarement jusqu'à 13 mois. Les feuilles de moins de 5 cm de longueur sont appelées « feuilles intermédiaires » ; lorsque la croissance est terminée, une gaine basale se met en place : la feuille est alors dite adulte (Giraud, 1979 ; Thélin et Boudouresque, 1983). A leur mort, les feuilles ne se détachent pas en totalité : seul le limbe est caduc, tandis que la gaine basale, de quelque centimètres de longueur, reste fixée au rhizome, elle est nommée alors écailles (Belbachir, 2012).

C'est au printemps que les feuilles de posidonies croissent le plus. Cela est dû à l'augmentation de la température, ainsi qu'au fort ensoleillement printanier. En été, les feuilles se trouvent à leur croissance maximale. En automne, les Posidonies perdent leurs feuilles, mais c'est aussi en automne qu'a lieu la floraison. En hiver, la croissance est très lente (Ipek, 2020).

4.5 Fleurs

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 10-30 cm de longueur. La floraison ne se produit pas tous les ans, surtout dans les eaux relativement froides du Nord de la Méditerranée Occidentale (Boudouresque et *al.*, 2006).

4.6 Fruits

Appelés aussi olives de mer de couleur brun foncé à noire, mûrissent en 6 à 9 mois l'été entre mai et juillet, ils se détachent de la plante et commencent à dériver au gré des courants (Caye et Meineisz, 1984). Au bout d'une quinzaine de jours l'enveloppe de fruit pourrit et se déchire, la graine tombe alors vers le fond (Mammeria, 2006).

5. Cycle de vie

La reproduction peut être asexuée, ou plus rarement sexuée. En cas de conditions défavorables à la germination, les graines entrent en dormance.

5.1 Reproduction asexuée

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

5.2 Reproduction sexuée

Elle se fait par la production de fleurs, de fruits et de graines. Toutefois, la floraison de *Posidonia oceanica* est peu fréquente, elle se produit à l'automne (septembre - novembre). La floraison semble induite par des températures printanières et/ou estivales élevées et par une températures avoisinant 20°C en octobre (Caye et Meinesz, 1984 ; Pergent et al., 1989a ; Stoppelli et Peirano 1996). Elles peuvent donner naissance à des fruits qui contiennent une seule graine (Boudouresque et Meinsz, 1982). Entre mai et juillet, ils se détachent du support et flottent un certain temps, puis tombent au fond, si la nature du substrat et les facteurs physico-chimiques sont favorables, la germination d'un embryon libéré par la déhiscence du fruit peut avoir lieu (Gambi et al., 1996).

6. Rôles des herbiers à *Posidonia oceanica*

L'herbier de posidonie est très important pour l'écosystème côtier Méditerranéen, car il joue de nombreux rôles primordiaux.

6.1 Equilibres écologiques du système littoral

Les herbiers à *Posidonia oceanica* assurent un rôle écologique de tout premier plan. En effet, ils produisent d'énormes quantités de matière végétale, qui constituent la base de nombreuses chaînes trophiques (Mazzella et al., 1992 ; Pergent et al., 1994 ; Romero, 2004). Ils contribuent à 1% de la production primaire nette océanique (Duarte et Chiscano, 1999 ; Templado, 2004). La production primaire issue de *P. oceanica* est riche en cellulose et en lignine, composés peu utilisables par les herbivores et en composés phénoliques, dont l'un des rôles est de dissuader les consommateurs potentiels (Piovetti et al., 1984). La posidonie produit un énorme équilibre d'O₂, soit jusqu'à 14 litres par jour et m² d'herbier (Bay, 1978).

6.2 Equilibres physiques du système littoral

Au niveau des fonds littoraux, les herbiers de *Posidonia oceanica* contribuent à l'équilibre sédimentaire (au même titre que la végétation terrestre sur les dunes), ils constituent de véritables barrières végétales qui favorisent la décantation et la sédimentation des particules en suspension dans la colonne d'eau (Gacia et Duarte, 2001 ; Sdage, 2003 ; Romero, 2004). Il est à noter également que la décantation des sédiments et leur immobilisation au sein de la matre, principalement des particules fines, concourent à l'augmentation de la transparence des eaux littorales (Boudouresque et Meinesz, 1982 ; Jeudy de Grissac et Boudouresque, 1985). Cet apport de sédiment d'origine allochtone, associé à la sédimentation autochtone (débris d'organismes ayant vécu sur les feuilles et les rhizomes), génère une croissance verticale des rhizomes (et donc de la matre), permettant de lutter contre l'enfouissement (Molinier et Picard, 1952). En automne, l'accumulation des feuilles mortes sur le rivage au gré des courants constitue de véritables banquettes ce qui permet de protéger les plages de l'érosion, notamment lors des tempêtes hivernales (Jeudy de Grissac et Audoly, 1985 ; Chessa *et al.*, 2000 ; Sdage, 2003).

6.3 Rôle Economique

Il concerne bien évidemment la gestion des ressources vivantes à travers sa forte production biologique, la protection qu'il assure pour les alevins et les jeunes organismes vis-à-vis des prédateurs (nurseries), mais il constitue également une frayère tout particulièrement recherchée par de nombreuses espèces présentant un intérêt commercial (crustacés, céphalopodes, poissons) (Francour, 1997 ; Romero, 1999 ; Le Direach et Francour, 2001).

Il concerne également le développement du tourisme et des activités balnéaires, à travers le maintien de la qualité des eaux (transparence) à laquelle il contribue et surtout la stabilisation de la ligne de rivage ; qu'il assure en la protégeant contre l'érosion (réduction de l'hydrodynamisme, banquettes de feuilles mortes). De façon plus générale, si l'importance des écosystèmes naturels est reconnue par tous, notamment en terme de maintien des équilibres écologique, en leur valeur économique globale est plus difficile à évaluer (Costanza *et al.*, 1997 ; Ami et Boudouresque, 2002).

6.4 Rôle de Bioindicateur

En Méditerranée, l'herbier de *Posidonia oceanica* constitue un puissant indicateur de la qualité globale des eaux marines (Augier, 1985 ; Pergent, 1991 ; Pergent, *et al.*, 1995). Très largement distribué sur tout le littoral, particulièrement sensible à la pollution (Augier *et al.*, 1984 ; Bourcier, 1989) et aux activités humaines (Ardizzone et Pelusi, 1984 ; Meinesz *et*

Laurent, 1978 ; Boudouresque et Meinesz, 1982), solidaire du fond, il rend compte, par sa présence et sa vitalité, de la qualité des eaux qui dérivent au-dessus de lui. Ainsi, de nombreux paramètres sont à même d'être enregistré par l'herbier (Pergent, 2006) : turbidité moyenne des eaux (matérialisée par la position de sa limite inférieure et par la densité des faisceaux), courants et hydrodynamisme (matérialisés par les structures érosives qui affectent la matre), taux de sédimentation (matérialisé par la vitesse de croissance des rhizomes et, en cas de déficit, par leur déchaussement), polluants stables (concentration et mémorisation des teneurs au cours du temps), dessalure au débouche de fleuves côtiers ou de nappes phréatiques (matérialisée par la disparition de l'herbier), stress (matérialisée en particulier par la teneur de la plante en acides phénoliques et enzymes de détoxication), matière organique et nutriments (matérialisée par les épiphytes des feuilles et la composition chimique de la plante).

7. Sensibilités aux facteurs externes abiotiques

7.1 Luminosité

Comme pour l'ensemble des phanérogames marines, *Posidonia oceanica* est très sensible à la disponibilité en lumière et ne peut survivre en dessous de 10 à 16% de l'irradiance de surface (Alcoverro et *al.*, 2001 ; Ruiz et Romero, 2001). La lumière constitue l'un des facteurs les plus importants pour sa croissance, sa réparation et la densité de son herbier (Ballesta et *al.*, 2000 ; Elkalay et *al.*, 2003). Elle s'observe depuis la surface, jusqu'à des profondeurs de l'ordre de -30 à -40 m, en fonction de la transparence de l'eau (Boudouresque et Meinesz, 1982).

7.2 Salinité

Posidonia oceanica est très sensible aux variations de salinité. En effet, celle-ci a besoin d'une salinité comprise entre 29 et 38 psu pour se développer correctement (Fernandez-Torquemad et Sanchez-Lizaso, 2005). Cette propriété peut expliquer sa disparition au niveau de l'embouchure des grands fleuves et son absence des étangs saumâtres (Boudouresque et Meinesz, 1982 ; Duarte, 2002).

7.3 Température

Posidonia oceanica est présente dans les eaux à des températures situées entre 10,5 et 30°C ; sa croissance est optimale entre 17 et 20°C (Augier et *al.*, 1980). Les températures extrêmes mesurées dans un herbier de posidonies sont 0 et 29,2 °C (Robert, 1988). Celebi et *al.*, (2006) indiquent 28,4°C comme limite maximale de température pour la croissance de *Posidonia oceanica*.

7.4 Hydrodynamisme

Posidonia oceanica craint un hydrodynamisme trop intense, puisque les violentes tempêtes peuvent arracher des faisceaux, dont certains constitueront des boutures. Elle peuvent éroder la matre, soit directement, soit en la vidant de son sédiment, ce qui la fragilise (Boudouresque et *al.*, 2006).

8. Champignons épiphytes de *Posidonia oceanica*

Les épiphytes jouent un rôle essentiel dans les transferts d'énergie de l'herbier vers les niveaux trophiques supérieurs. En effet, il semblerait que peu d'animaux se nourrissent directement des tissus de la posidonie (Vizzini et *al.*, 2002). Cette consommation par les herbivores est responsable d'une certaine variabilité entre les biomasses épiphytiques de différentes régions d'herbiers (Alcoverro et *al.*, 1997) et peut aussi jouer un rôle de régulation, lorsque la communauté épiphyte se développe de manière exubérante (Heck et *al.*, 2003).

La plupart des études réalisées sur les communautés fongiques épiphytes de *Posidonia oceanica* montrent que les genres *Cladosporium* et *Penicillium* sont les plus dominants (Cuomo, 1985 ; Panno et *al.*, 2011, 2013).

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

Chapitre 3. Matériel et méthodes

1. Description de la zone d'étude

Tigzirt, "Ilot" en berbère, est une ville côtière de la Kabylie (Algérie). Elle se situe à 125 Km à l'est d'Alger et à 30 km au nord du chef-lieu de la wilaya de Tizi-Ouzou. La commune de Tigzirt d'une superficie de 45 Km² est limitée au nord par la mer Méditerranée, à l'est par la commune d'Iflissen, à l'ouest par la commune de Mizrana et enfin au sud par la commune de Boudjima et celle de Makouda.

L'atout touristique majeur de Tigzirt est sans doute la beauté de ses paysages, le plus célèbre de ces derniers est l'Ilot se trouvant à quelques dizaines de mètres de l'ancien port et qui a donné son nom à la ville, ou notre prélèvement d'échantillons a été effectué (Figure 7).



Figure 7. localisation géographique du site d'échantillonnage (Google Earth, 2022).

2. Bioclimat

Le climat est un facteur important dans l'évolution d'un écosystème (Dajoz, 1971). Il joue un rôle fondamental dans la distribution et la vie des êtres vivants (Faurie et *al.*, 1978). Deux facteurs en l'occurrence, la température et les précipitations sont prépondérants pour le développement de la végétation.

2.1 Températures

La température représente un facteur limitant de toute première importance, car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait la répartition de la totalité des espèces et des communautés d'être vivants dans la biosphère (Ramade, 1984).

Les températures mensuelles enregistrées au niveau de la région de Tizirt pendant la période 2006 - 2020 sont représentées dans le tableau 1.

Tableau 1. Températures mensuelles historique basées sur les données enregistrées pour la région de Tizirt (2006-2020).

Mois T	J	F	M	A	M	J	Jlt	A	S	O	N	D
Minimale (m) (°C)	9,3	7,7	11,7	12,5	14,5	18,1	21	21,9	20,4	17,2	14	11,1
Maximale (M) (°C)	16,1	13,7	19,2	19,8	22	26,2	28,7	29,8	27,8	25,3	21	17,9
Moyenne M+m/2 (°C)	12,7	10,7	15,4	16,1	18,2	22,1	24,8	25,8	24,1	21,2	17,5	14,5

(ONM - Tizi-Ouzou)

D'après le tableau, le mois le plus chaud dans la région de Tizirt pendant une période de 13 ans est le mois d'août (29,8 °C). Le mois le plus froid est le mois de février (7,7 °C).

2.2. Précipitations

La pluviométrie constitue un élément écologique d'une importance fondamentale (Ramade, 1994).

Les précipitations mensuelles enregistrées au niveau de la région de Tizirt pendant 13 ans sont représentées dans le tableau 2.

Tableau 2. Précipitations mensuelles historiques basées sur les données enregistrées pour la région de Tizirt (2006-2020).

Mois	J	F	M	A	M	J	Jlt.	A	S	O	N	D	Cumul
Précipitations (mm)	119,8	64,8	60,8	56,6	44,2	14,1	2,6	9,8	45,1	83,9	145,7	114,5	761,9

(ONM - Tizi-Ouzou)

D'après le tableau, le mois le plus pluvieux est le mois de novembre, et le mois le moins pluvieux est le mois de juillet, pendant la période (2006-2020).

2.3. Diagramme d’ombrothermique de Bagnouls et Gausson (1953)

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson permet de définir la saison sèche d’une région. D’après le diagramme ombrothermique, la région de Tigzirt se caractérise par une saison sèche de 3 mois, qui commence au mois de mai et qui se termine le mois de septembre (Figure 8).

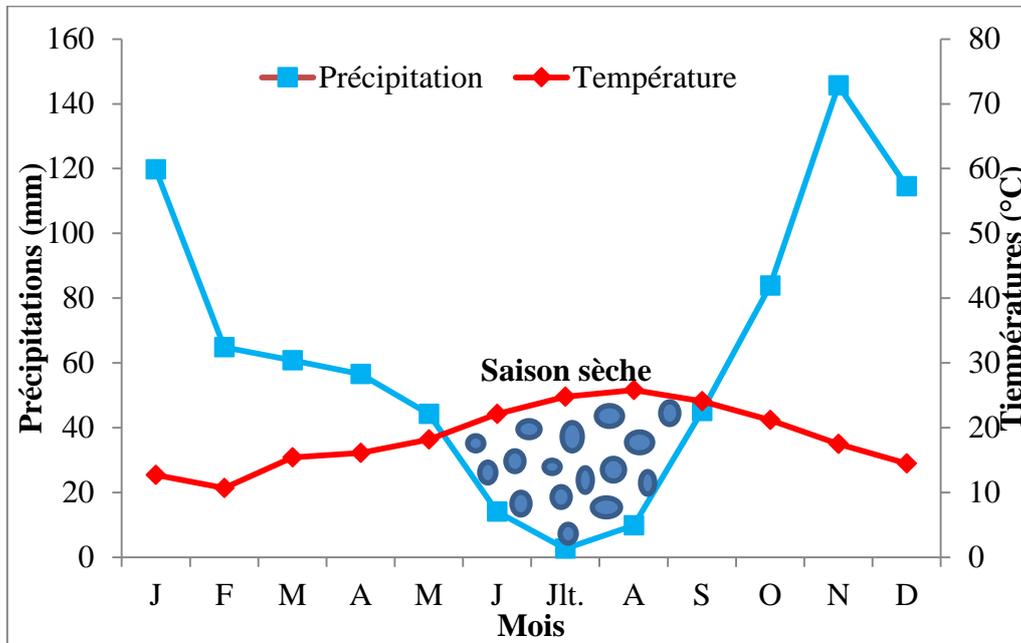


Figure 8. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson de la région de Tigzirt.

2.4. Climagramme d’Emberger (1955)

Le climagramme d’Emberger permet la classification des différents types de climat méditerranéen, et détermine l’étage bioclimatique d’une région donnée. Emberger (1955), propose une formule qui tient compte de la variation annuelle de la pluviométrie et qui nous permet la classification de notre région d’étude dans le climagramme d’Emberger ;

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

P : Précipitations

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

m : moyenne des minima du mois le plus froid (°K) avec (1°k= T°+273).

Tableau 3. Données calculées pour la détermination de l'étage bioclimatique de la région de Tizirt.

Données	P (mm)	M (°K)	m (°K)	M ² -m ²	2000P	Q ²	Etage bioclimatique et variante
Tizirt	761,9	302,8	280,7	12895,35	1523800	118,2	Subhumide à hiver doux

Pour la région de Tizirt le quotient pluviométrique Q₂ calculé est égale à 118,2 pour une période de 13 ans, permet de classer notre la zone d'étude dans l'étage bioclimatique subhumide (Figure 9).

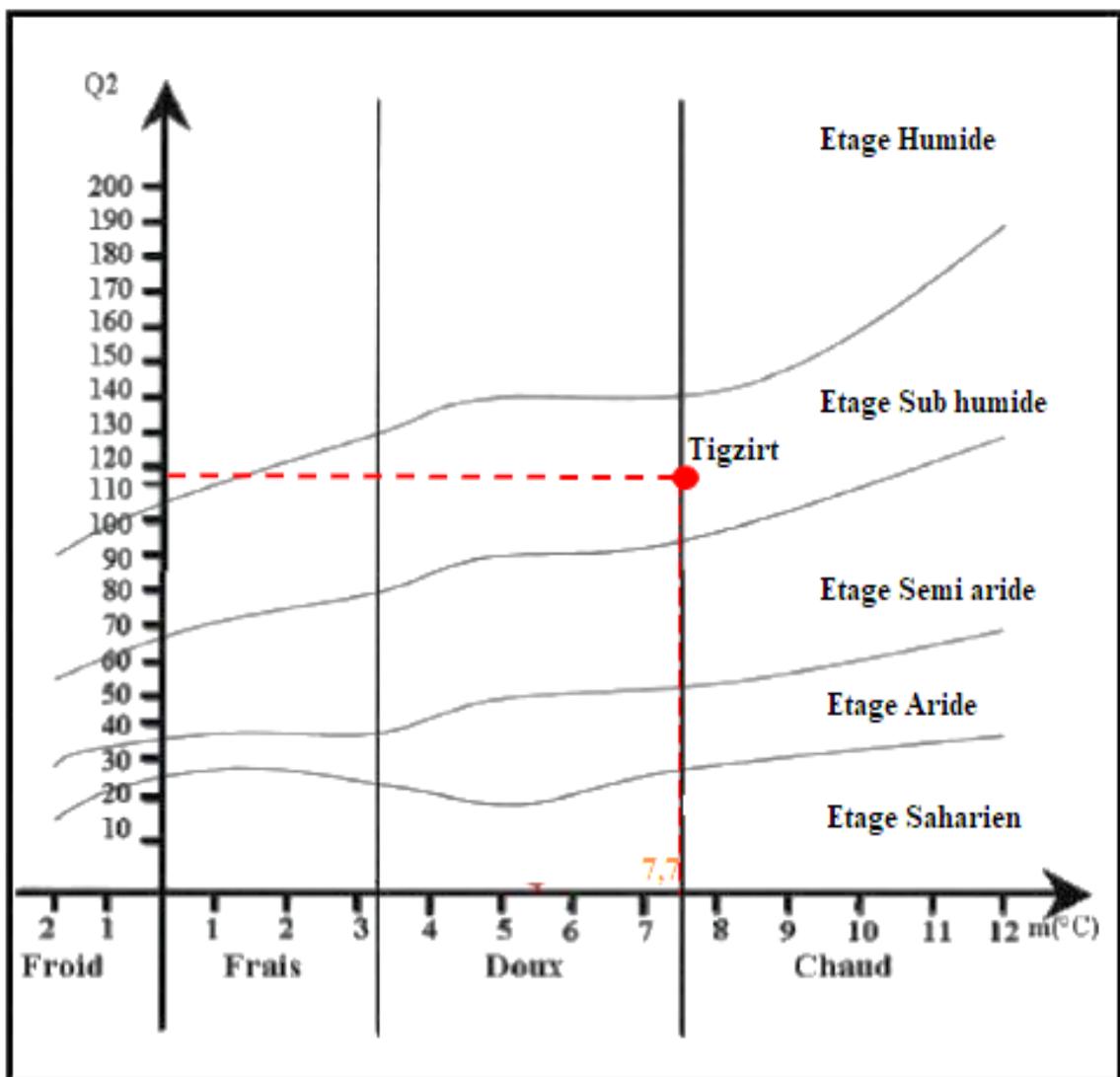


Figure 9. Situation de la région de Tizirt dans le climagramme d'Emberger.

3. Echantillonnage sur terrain

L'échantillonnage a été réalisé au niveau de l'îlot de Tizirt, qui se trouve face au port de Tizirt. Cinq prélèvements ont été effectués sous un tapis de posidonie (*Posidonia oceanica*) tout autour de l'îlot, à une profondeur de 3 à 4 m, au mois de mai 2022.

Les prélèvements sont placés dans les bocaux qui contiennent de l'eau de mer, ces bocaux sont ensuite ramenés au laboratoire des Ressources Naturelle de l'Université Mouloud Mammeri (UMMTO).

4. Préparation du milieu de la culture PDA (Potato-Dextrose-Agar)

La gélose dextrose à la pomme de terre (PDA) est un milieu nutritif microbiologique utilisé couramment pour cultiver des bactéries et des Mycètes.

4.1. Composition

- 200 g de pomme de terre.
- 20 g du glucose
- 20 g d'Agar
- 1000 ml d'eau distillée

4.2. Préparation

- Faire cuire la pomme de terre coupées en petites morceaux pendant 15 à 20 minutes ;
- filtrer la préparation ;
- récupération du filtrat ;
- verser le filtrat dans un flacon d'un litre contenant de l'agar et du glucose ;
- ajuster à un litre de l'eau distillée ;
- placer dans un bain marie jusqu'à homogénéisation de ce dernier ;
- autoclavage pendant 20 min à 120 °C ;
- on laisse refroidir et on coule les boites de Pétri entre deux Bec Bunsen.

4.3. Isolement et mise en culture des épiphytes

Les champignons épiphytes ont été isolés suivant le protocole de Pusz et *al.* (2015). Nous avons pris cinq prélèvements. Cinq fragments ont été détachés de chaque prélèvement. Ces derniers sont placés dans des flacons de 20 ml, contenant 10 ml d'eau distillée stérilisée. Les flacons sont mis à centrifuger pendant 10 min à 4250 tours par minute. 1 ml du surnageant obtenu a été ensemencé pour chaque sujet dans cinq boites de pétri (cinq

répétitions par sujet), à l'aide d'une pipette entre deux Bec Bunsen, afin d'éviter toute contamination.

5. Méthodes d'identification des souches fongiques

L'identification est basée sur deux types d'observation :

5.1. Identification macroscopique

L'observation des critères macroscopiques est basée sur plusieurs aspects distinctifs à l'œil nu :

- aspect des colonies : les champignons filamenteux forment des colonies duveteuses avec une texture épaisse, laineuse, floconneuse, ou veloutée ;
- relief des colonies : elle peut être plane, surélevée ou striée ;
- taille des colonies : elle peut varier en fonction des genres fongiques ;
- couleur des colonies : les couleurs les plus fréquents sont vert-olive, brin ou noire, blanc, jaune ou rouge.

5.2. Identification microscopique

Après l'observation, nous procédons au prélèvement des colonies à l'aide d'un bistouri stérilisé. Ces derniers sont ensuite montés entre lame et lamelle, dans une goutte de gélatine glycinée entre lame et lamelle. On passe à l'observation microscopique aux différents grossissements. L'identification des genres fongiques a été réalisée selon les caractères microscopiques du mycélium et des conidies ou spores (cloisonnement du mycélium, forme des spores et conidies, etc....).

6. Analyse statistique

6.1. Abondance des genres

Afin d'estimer la diversité fongique, les abondances des différents genres identifiés pour les cinq prélèvements concernant les champignons épiphytes ont été calculé suivant la formule suivante :

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

A : abondance des genres.

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

N_t : ensemble des répétitions ayant fructifiées.

6.2. Analyse de la 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.

6.3. Analyse en composantes principales (ACP)

Une ACP est réalisée en vue de mettre en évidence la distribution spatiale des différents genres fongiques épiphytes en fonction des sujets échantillonnés.

Une ACP de synthèse est aussi réalisée, afin de comparer le cortège fongique épiphyte à celui des mycoendophytes réalisé en parallèle sur les mêmes échantillons dans un autre mémoire de Master (Belhocine, en cours), présents au niveau des rhizomes de *Posidonia oceanica* de la région de Tizirt. Ces ACP ont été faits grâce au logiciel Stat Box 6.40.

Chapitre 4. Résultats et discussion

1. Inventaire des genres fongiques identifiés

L'étude macroscopique et microscopique des champignons isolés nous ont permis d'identifier les genres fongiques suivants : *Alternaria*, *Arthrotrys*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Candida*, *Paecilomyces*, *Paraphaeospharia* et *Penicillium*. Ces résultats montrent que l'ensemble des champignons recensés appartiennent au phylum des Ascomycota (Tableau 4). Notre résultat est en accord avec celui de Jones et *al.* (2015). Ces auteurs ont confirmé que les Ascomycota sont le phylum le plus représenté en terme d'espèces et aussi le plus souvent recensé, en utilisant des techniques dépendantes de la culture. Gareth-Jones (1998) et Sridhar et Prasannarai (2001) ont expliqué sa large prédominance à la capacité de ces champignons à produire une large palette d'enzymes ligno-cellulolytiques, entraînant la pourriture lente de la matière ligneuse dans les milieux marins.

La plupart des champignons notés sont des Ascomycota filamenteux et seulement un genre levuriforme (*Candida*). Ce résultat confirme celui de Kohlmeyer et Kohlmeyer (1979), qui ont montré que la plupart des champignons des milieux aquatiques sont des champignons filamenteux (principalement Ascomycota) et des levures.

Notre résultat montre une similitude avec ceux des travaux précédents réalisés sur la mycoflore marine, qui ont montré la présence en abondances des genres suivants : *Aspergillus*, *Penicillium*, *Paecilomyces*, *Cladosporium* et *Alternaria* (Shaumann, 1993 ; De Moura Sarquis et Cunha de Oliveira, 1996 ; Sallenave-Namont et *al.*, 1999 ; Sallenave-Namont, 2000 ; Matallah et *al.*, 2008). D'autres champignons ont été notés dans ces études et absents de notre travail, tels : *Acremonium*, *Fusarium*, *Geotrichum*, *Gliocladium*, *Phoma*, *Pithomyces*, *Pullularia*, *Scopulariopsis*, *Stachyotritis*, *Trichoderma*, *Ulocladium* et *Verticillium*. D'après Khudyakova et *al.*, (2000), 98% des espèces fongiques retrouvées dans le milieu marin sont marines facultatives.

Tableau 4. Classification des genres fongiques épiphytes isolés de *Posidonia oceanica*.

Genre	Phylum	Ordre	Famille
<i>Alternaria</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae
<i>Arthrotrrys</i>	Ascomycota	Orbiliiales	Orbiliaceae
<i>Aspergillus</i>	Ascomycota	Eurotiales	Trichocomaceae
<i>Aureobasidium</i>	Ascomycota	Dothideales	Dothioraceae
<i>Cladosporium</i>	Ascomycota	Capnodiales	Davidiellaceae
<i>Candida</i>	Ascomycota	Saccharomycetales	Saccharomycetaceae
<i>Paecilomyces</i>	Ascomycota	Eurotiales	Trichocomaceae
<i>Paraphaeospharia</i>	Ascomycota	Pleosporales	Didymosphaeriaceae
<i>Penicillium</i>	Ascomycota	Eurotiales	Trichocomaceae

2. Description de quelques genres identifiés

2.1 *Alternaria*

Alternaria est un champignon filamenteux appartenant à la classe des Ascomycota. Ces espèces sont ubiquitaires, saprophytes ou parasites de plantes (Emlab, 2007 ; Patterson et *al.*, 2009 ; UniProt Consortium, 2009). *Alternaria* forme des colonies gris-vert foncé. La colonie est plate, duveteuse à laineuse et elle est recouverte d'hyphes aériens courts et grisâtres devenant noir verdâtre (Larone, 1987). Elle est caractérisée par des filaments septés, lisses, ramifiés, de couleur brune. Les conidiophores portent des conidies pluricellulaires, ovoïdes, segmentées par des cloisons transversales et longitudinales (Patterson et *al.*, 2009) (Figure 10).

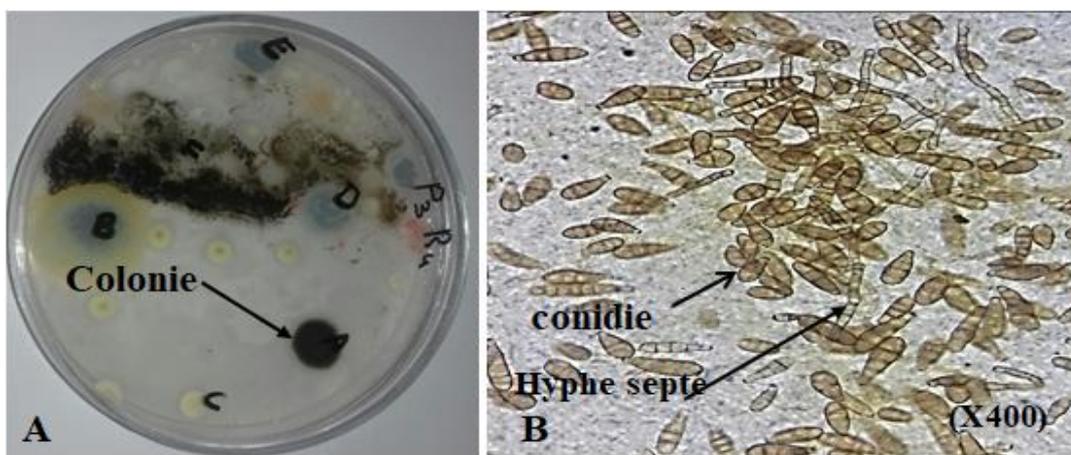


Figure 10. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Alternaria*.

2.2 *Aspergillus*

Les *Aspergillus* sont cosmopolites, c'est un genre appartenant aux Ascomycota (Roquebert, 1998). Il existe actuellement environ 180 espèces reconnues d'*Aspergillus* (Botton et al., 1999). Les espèces d'*Aspergillus* se développent sur la matière organique en décomposition, dans le sol, le compost, les denrées alimentaires (Gugnani, 2003).

Les *Aspergillus* forment des colonies souvent poudreuses ou granuleuses et plates (Samson et al., 2004). Certaines espèces sont de couleur blanche aux stades précoces de leur cycle de vie, puis prennent des couleurs qui peuvent être du jaune doré, vert, marron foncé ou noir. Ils sont caractérisés par un appareil végétatif formé de filaments mycéliens hyalins, de diamètre fin et régulier, septés et ramifiés (Larone, 1987 ; Fiedler et al., 2001). Les *Aspergillus* se reconnaissent par un conidiophore porté sur un mycélium, les têtes conidiales portent des phialides mono ou bisériée pouvant être hyalines et granuleuses. Les conidies peuvent être globulaires ou d'un rond non régulier (Eltem et al., 2004) (Figure 11).

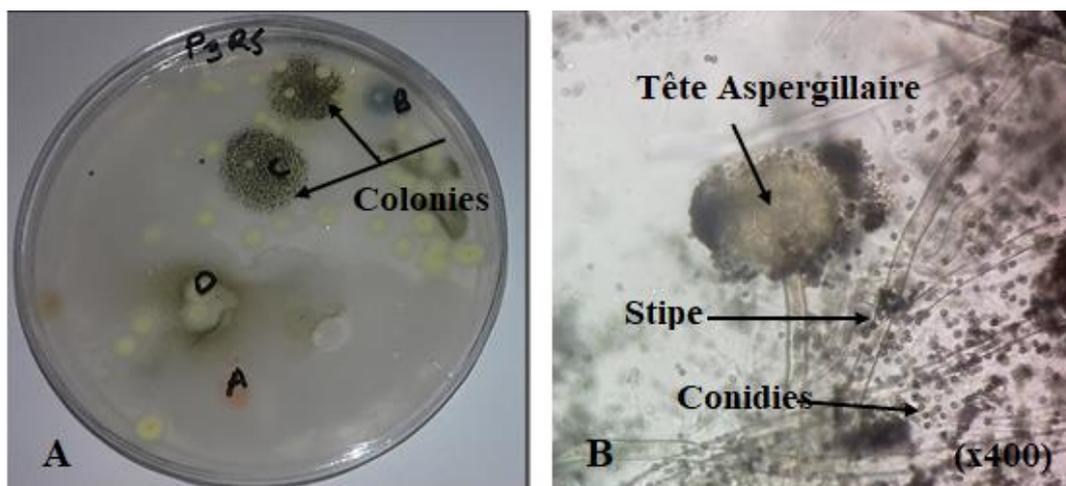


Figure 11. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Aspergillus*.

2.3 *Aureobasidium*

Les *Aureobasidium* sont des champignons filamenteux appartenant au phylum des Ascomycota. Ce genre inclut entre 14 et 26 espèces (Patterson et al., 2009). C'est un groupe omniprésent et cosmopolite (Samson et al., 2004). C'est une moisissure saprophyte, ubiquitaire. Ses colonies sont au début crème pâle ou jaune ; elles sont moites, levuriformes, de texture mucoïde, mais à maturité, elles deviennent noires et veloutées (Patterson et al., 2009). *Aureobasidium* n'a aucun conidiophore distinct. Les cellules conidiogènes sont unicellulaires. Les hyphes sont septés, hyalins, lisses et à parois minces. Des conidies sont

produites directement sur les hyphes par bourgeonnement. Les conidies sont hyalines, à parois lisses et unicellulaires (Samson *et al.*, 2004 ; Ellis, 2007 ; Patterson *et al.*, 2009) (Figure 12).

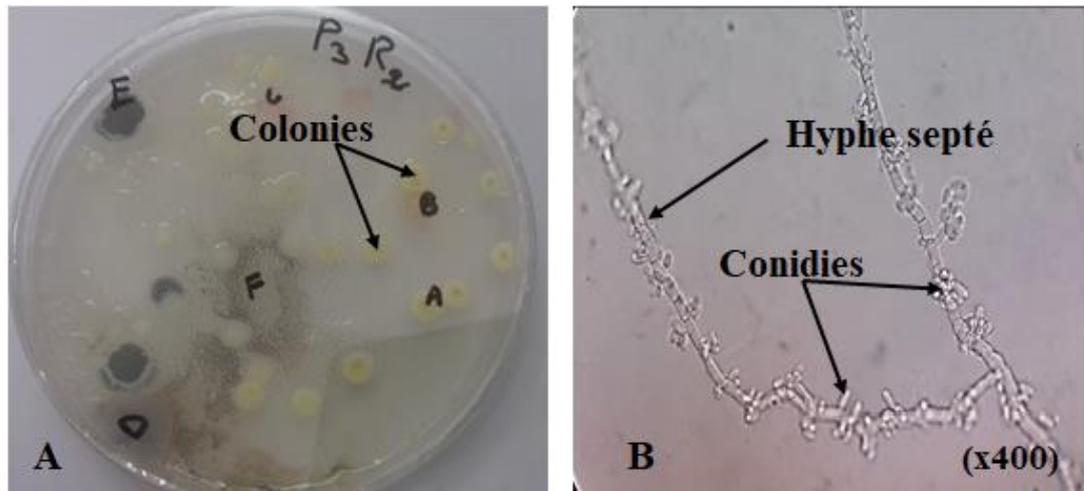


Figure 12. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Aureobasidium*.

2.4 *Cladosporium*

Cladosporium est un Ascomycota, c'est l'un des Mycètes les plus communs dans le monde entier (Emlab, 2007 ; Schubert *et al.*, 2007). Ce genre comporte des espèces saprophytes, phytopathogènes et pathogènes pour l'homme (Samson *et al.*, 2004). Le genre *Cladosporium* est largement retrouvé dans le sol et sur de nombreux végétaux (Flannigan *et al.*, 2002).

Les colonies de *Cladosporium* sont plates et denses, deviennent poudreuses ou veloutées et sont vert olive à brun olive. Ces espèces produisent des hyphes foncés septés, des conidiophores érigés et pigmentés et des conidies. Ses conidies sont en général de forme elliptique à cylindrique, sont brun très pâle à brun foncé. Les conidies sont produites en chaîne ramifiée, qui se désarticule facilement à maturité. Les parois des conidies sont lisses (Fiedler *et al.*, 2001 ; Patterson *et al.*, 2009) (Figure 13).

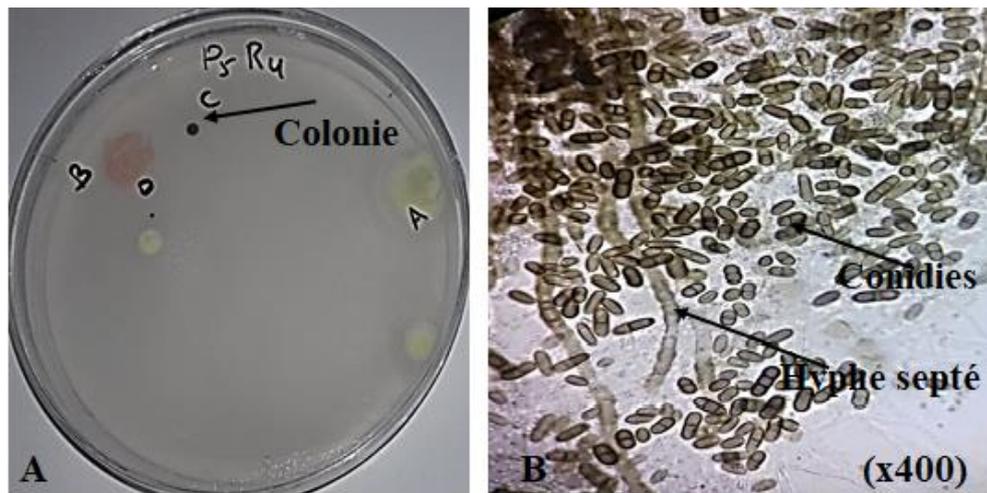


Figure 13. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Cladosporium*..

2.5 *Paecilomyces*

Paecilomyces est un champignons filamenteux saprophyte et ubiquiste, un certain nombre d'espèces de ce genre sont des agents pathogènes pour les plantes. Bainier (1907) a introduit ce genre comme un taxon étroitement lié au genre *Penicillium*, mais il a indiqué qu'il diffère de *Penicillium* par l'absence de colonies de couleur verte et par la forme des phialides, qui ont une partie basale cylindrique et un long col. Sa colonie est de couleur blanche, simple, aérienne, cotonneuse et sèche. Il possède des pénicilles constitués de phialides branchées directement à l'extrémité du conidiophore (Amoura et Bez, 2014) (Figure 14).

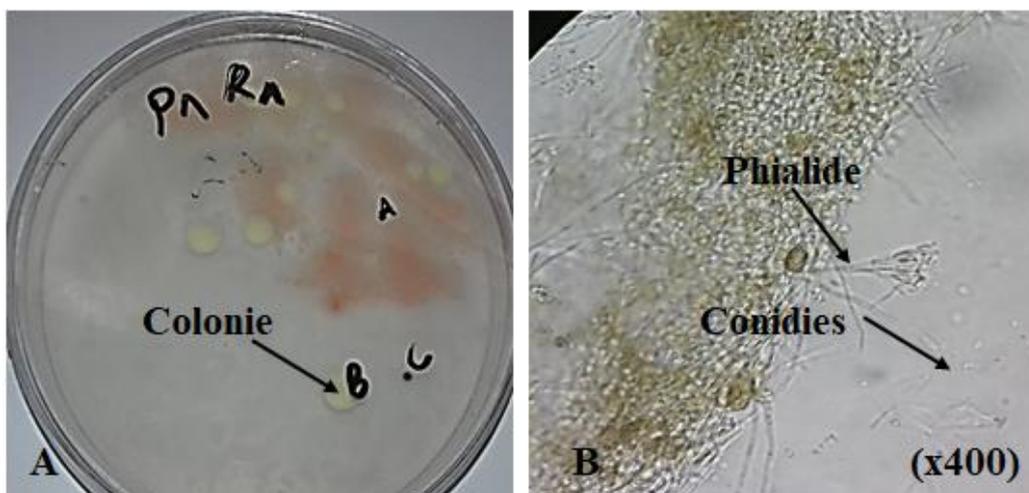


Figure 14. Aspect macroscopique (A) et microscopique (B) du genre *Paecilomyces*.

3. Abondance des genres fongiques recensés

La présence de chacun des genres fongiques identifiés varie selon les échantillons. La figure 15 illustre l'abondance de chacun des genres isolés dans les 5 prélèvements étudiés.

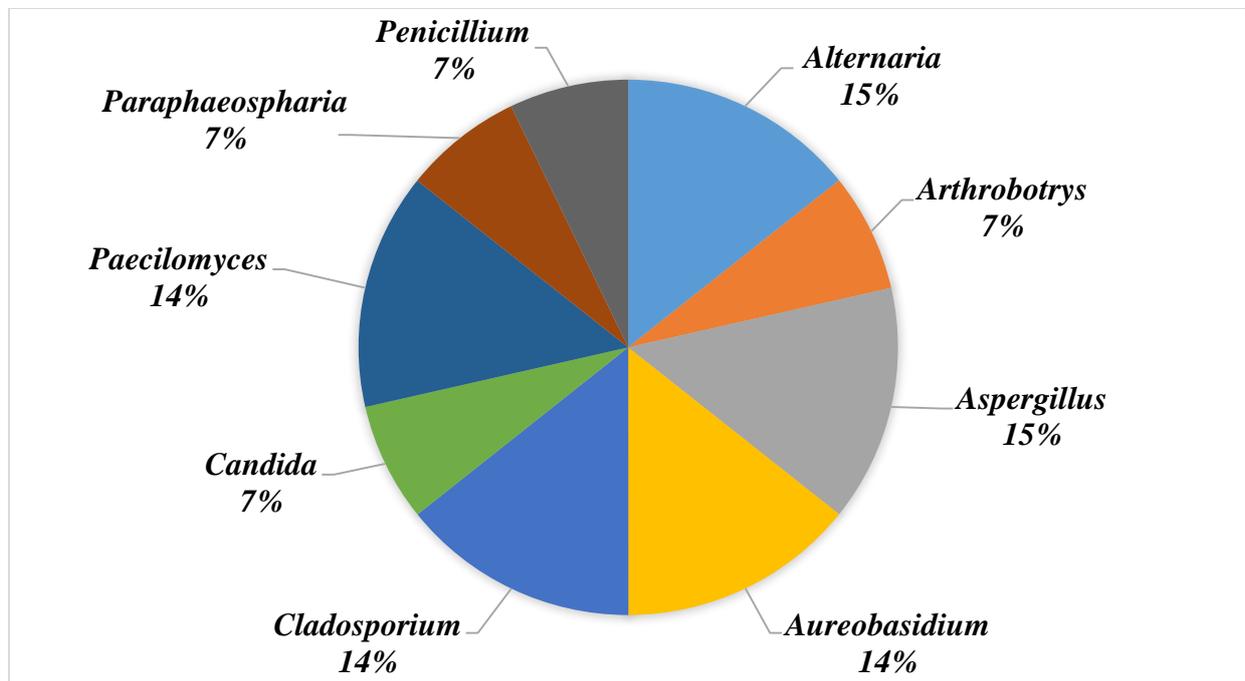


Figure 15. Abondances des genres fongiques épiphytes des rhizomes de *Posidonia oceanica*.

A partir des données ci-dessus, nous déduisons que les abondances des genres fongiques épiphytes des rhizomes de *Posidonia oceanica*, sont classés du plus abondant au plus parcimonieux comme suit : *Aspergillus* et *Alternaria* avec 15% pour chacun, suivi par les genres *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Paecilomyces* avec 14% pour chaque genre et 7% pour les genres *Arthrobotrys*, *Candida*, *Paraphaeospharia* et *Penicillium*.

A partir de ces résultats, nous constatons que les genres *Aspergillus* et *Alternaria* sont les plus abondants. D'après Cuomo et al. (1995) et Liberra et Lindequist (1995), la dominance de certains genres sur certains substrats marins s'explique par leur production de molécules fortement bioactives. Ce résultat est en accord avec celui de Khudyakova et al. (2000) qui ont noté que 75% des espèces isolées de la mer du Japon se sont montrées bioactives, notamment *Aspergillus*. Ce dernier est connu aussi par sa large répartition géographique (Castegnaro et Pfohl-Leszkowicz (2002). Plus récemment, Fenical et Jensen (1997) sont revenu sur les critères écologiques et physiologiques. Ils considèrent que le besoin en sel ne devrait pas être pris en compte comme critère principal, étant donné les fortes

capacités d'adaptation de ces champignons à tous les milieux. Cependant, la dominance du genre *Alternaria* est due probablement à sa croissance rapide et à sa diffusion épiphytique comme nous le rapporte Sieber (1985 in Crous et al., 1995). D'après Rotem (1994), les conidies d'*Alternaria* possèdent un pigment de type mélanine, qui leur sert de protection contre des conditions environnementales défavorables, cela justifie l'abondance de ce genre dans nos échantillons qui ont été fait en mai ou la lumière d'exposition à la lumière est important a cause des longues journées ensoleillées.

Le genre *Aureobasidium* est un champignon ubiquitaire, qui peut survivre dans divers habitats (Gostincar et al., 2014). Il est oligotrophe, il peut être retrouvé dans des environnements ayant une activité de l'eau fluctuante (Samson et al., 2004). D'après Panno et al., (2013), *Cladosporium* s'adapte aux conditions chimiques et physiques particulières, il a un rôle dans la décomposition des matières organiques et dans le recyclage des éléments. Bernardo (2012) montre une résistance de *Cladosporium* aux rayons UV, grâce à ses pigments qui agit comme une substance absorbante des UV (Gao et Garcia-Pichel, 2011). Ce pigment est observé même dans les différentes structures fongiques des genres d'*Alternaria* et *Aspergillus*.

Quelques champignons ont déjà été signalés par d'autres auteurs comme associé avec *Posidonia oceanica* (Cuomo, 1995 et Panno et al., 2011) n'ont pas retrouvés dans notre étude. Il s'agit des genres : *Acremonium*, *Cremasteria*, *Mycosphaerella*, *Myrmecridium*, *Phaeocryptopus*, *Pycnidiphora*, *Sporobolomyces* et *Wallemia*. Il est noté aussi dans la plupart des études réalisée sur les communautés fongiques épiphytes de *Posidonia oceanica* que les genres *Cladosporium* et *Penicillium* sont les plus dominants (Cuomo, 1985 ; Panno et al., 2011, 2013), alors que dans notre travail, les genres les plus dominants sont *Alternaria*, *Aspergillus* suivie par les genres *Cladosporium*, *Aureobasidium* et *Paecilomyces*.

4. Analyse de variance ANOVA

Pour tester les différences significatives existant entre les différentes composantes du cortège épiphyte des rhizomes de la posidonie de la région de Tigzirt, un test ANOVA a été appliqué pour chaque genre fongique recensé. La probabilité p est comparée à un seuil de signification $\alpha=0,05$ (Tableau 5).

Tableau 5. Résultats de l'analyse de variance (ANOVA).

Genre	Probabilité (p)	Comparaison	Résultats
<i>Alternaria</i>	0,56	0,56 > 0,05	Non significatif
<i>Arthrotrys</i>	0,43	0,43 > 0,05	Non significatif
<i>Aspergillus</i>	0,36	0,36 > 0,05	Non significatif
<i>Aureobasidium</i>	0,00	0,00 < 0,05	Hautement significatif
<i>Candida</i>	0,00	0,00 < 0,05	Hautement significatif
<i>Cladosporium</i>	0,45	0,45 > 0,05	Non significatif
<i>Paecilomyces</i>	0,01	0,01 < 0,05	Significatif
<i>Paraphaeospharia</i>	0,07	0,07 > 0,05	Non significatif
<i>Penicillium</i>	0,00	0,00 < 0,05	Hautement significatif

Les résultats obtenus dans le tableau montrent que pour les genres suivants : *Aureobasidium*, *Candida*, et *Penicillium* une différence hautement significative est notée entre les prélèvements. Le genre *Paecilomyces* a une différence significative, alors que les genres *Alternaria*, *Arthrotrys*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Paraphaeospharia*, n'ont pas une différence significative entre les prélèvements.

Une matrice de corrélation est faite pour identifier et décrire la nature des interactions entre les différents genres fongiques (Tableau 6). D'après le tableau ci-dessous les corrélations positives sont marquées entre le genre *Paecilomyces* et le genre *Paraphaeospharia* (0,95). Cela peut s'expliquer par la nécessité d'exister ensemble, pour chaque paire la présence de l'un favorise la présence de l'autre, autrement dit l'absence de l'un limite la présence de l'autre (c'est une synergie).

En revanche, les corrélations négatives sont marquées entre le genre *Alternaria* et le genre *Penicillium* (-0,91). Cela peut être expliqué par une forte relation antagoniste (certains champignons limitent la présence d'autres champignons sur le même substrat).

Tableau 6. Matrice de corrélation de Pearson entre les champignons épiphytes.

	<i>Alternaria</i>	<i>Paecilomyces</i>	<i>Paraphaeospharia</i>	<i>Penicillium</i>
<i>Paraphaeospharia</i>	ns	0,95	1	ns
<i>Penicillium</i>	-0,91	ns	ns	1

5. Analyse en composante principales (ACP)

Nous avons réalisé une analyse en composantes principales (ACP) (Figure 16). Elle nous a fourni des indications sur la nature des liens entre les différents sujets et entre les genres de champignons épiphytes. Son objectif est donc de faciliter l'interprétation de ces résultats et d'identifier les tendances dominantes de l'ensemble des données.

Nous avons considéré le plan de l'analyse en composantes principales ACP qui explique 73% du phénomène, avec pour l'axe 1 : 38% et pour l'axe 2 : 35%.

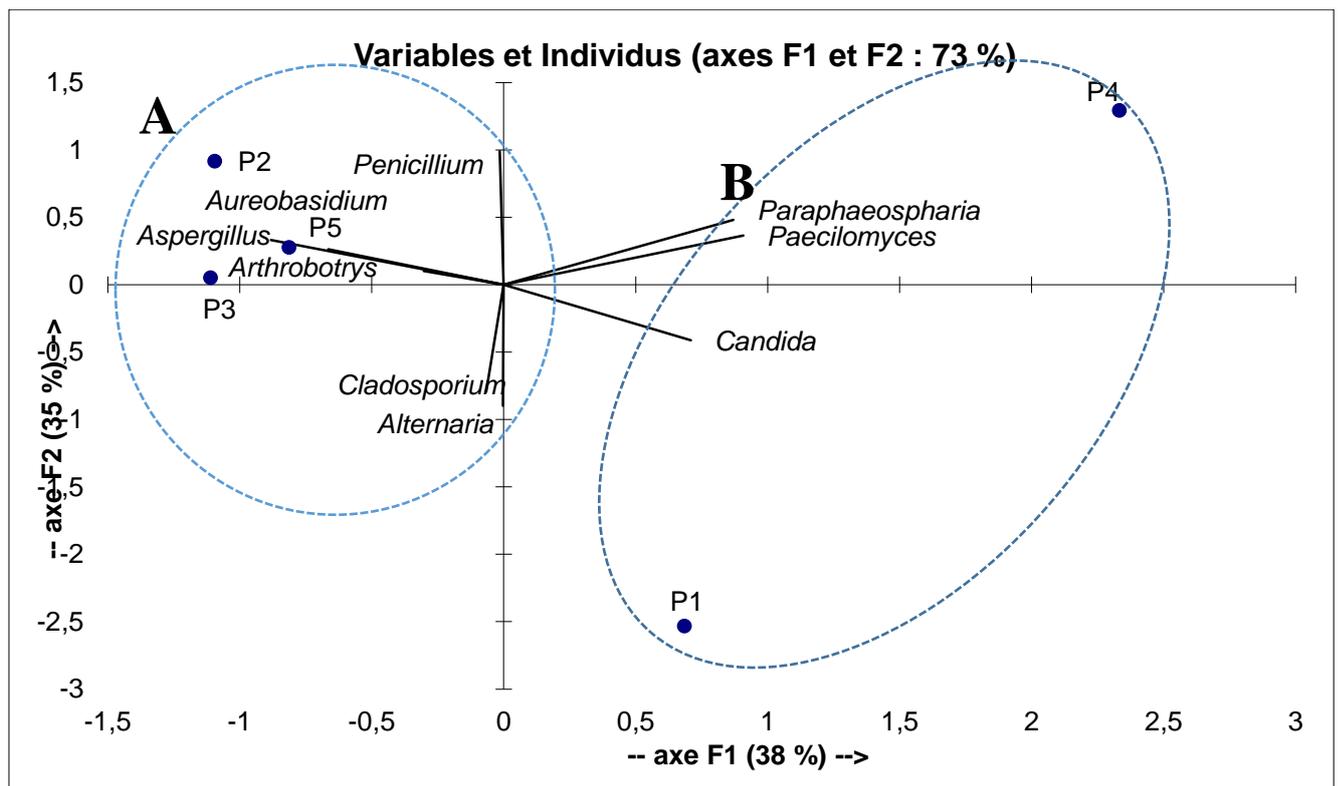


Figure 16. Analyse en composantes principales (ACP) des champignons épiphytes des rhizomes de *Posidonia oceanica* de la région de Tizirt.

D'après les résultats, nous pouvons noter la présence de deux groupes. Le premier (A) comporte les prélèvements P2, P3, P5, dans lequel les genres *Aureobasidium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Alternaria* sont prédominants, suivies par le genre *Penicillium* qui se trouve dans les prélèvements P2, P3, et P5 et *Arthrobotrys* qui se trouve uniquement dans le prélèvement P5. Le deuxième groupe (B) comprend les prélèvements P1 et P4, dans lequel le genre *Paecilomyces* est dominant, suivi par les genres *Candida* qui se trouve dans les deux prélèvements P1 et P4, et *Paraphaeospharia* qui se trouve uniquement dans le prélèvement P4.

D'après la figure 16, nous remarquons que interactions sont formées entre les genres, l'interaction synergie qui existe entre le genre *Paecilomyces* et *Paraphaeospharia* dans le deuxième groupe et l'interaction antagoniste qui existe entre le genre *Alternaria* et *Penicillium* dans le premier groupe.

Les interactions entre les champignons épiphytes dépendent de l'habitat et la plante hôte. Ces interactions se créent entre les champignons épiphytes d'une part et la plante hôte d'autre part (Bettahar et Boussaid, 2018). Les champignons épiphytes jouent un rôle important, par rapport à la croissance de la plante. Ils possèdent la capacité de protéger et d'augmenter sa résistance contre les stress biotiques et abiotiques (Nicoletti et Rinaldi, 1993). Ces interactions révèlent un impact profond sur le fonctionnement général des écosystèmes (Eisenhauer, 2012), à travers le fonctionnement des communautés végétales. Ils servent aussi de médiateurs dans les interactions écologiques (Ganley et *al.*, 2004).

6. Analyse en composantes principales globale

Les différentes parties des plantes constituent un habitat spécifique pour les microorganismes. Ces microorganismes comprennent des champignons qui se trouvent comme endophytes (à l'intérieur des tissus végétaux) et épiphytes (à la surface de la plante) (Inacio et *al.*, 2002). Pour comprendre la relation entre le cortège fongique des deux interfaces du rhizome de *Posidonia oceanica* de la région de Tizirt, nous avons réalisé une deuxième ACP de comparaison, en utilisant les résultats de Belhocine (en cours). L'inventaire des endophytes trouvés par Belhocine sont : *Aspergillus*, *Candida*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Humicola*, *Monilia*, *Neocytalidium*, *Penicillium*, *Phoma*, *Rhizoctonia*, *Trichoderma* et *Trichophyton*.

Tableau 7. Matrice de corrélation de Pearson entre les champignons épiphytes et endophytes.

	<i>Candida</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Humicola</i>	<i>Paecilomyces</i>	<i>Penicillium</i>	<i>Trichoderma</i>
<i>Neocytalidium</i>	ns	ns	1,00	ns	ns	ns	ns
<i>Paecilomyces</i>	0,65	ns	ns	ns	1	ns	ns
<i>Paraphaeospharia</i>	ns	ns	ns	ns	0,77	ns	ns
<i>Penicillium</i>	ns	-0,74	ns	ns	ns	1	ns
<i>Phoma</i>	ns	ns	ns	1,00	ns	ns	ns
<i>Rhizoctonia</i>	-0,66	ns	ns	ns	-0,76	ns	ns
<i>Trichoderma</i>	ns	ns	ns	ns	ns	0,74	1
<i>Trichophyton</i>	ns	ns	ns	ns	ns	0,76	0,92

(ns : non significative)

A partir des résultats du tableau 7, des corrélations sont décrites entre les différents genres fongiques épiphytes et endophytes des rhizomes de la posidonie de Tizgirt. Nous avons noté des corrélations positives entre les genres endophytes *Fusarium* et *Neoscytalidium* (0,65), *Humicola* et *Phoma* (1,00), *Trichoderma* et *Trichophyton* (0,92) et entre les genres qui peuvent être à la fois épiphyte et endophyte, *Candida* (endo-épi)- *Paecilomyces* (épi) (0,65), *Paecilomyces* (épi)-*Paraphaeospharia* (endo-épi) (0,77), *Penicillium* (endo-épi)-*Trichoderma* (endo) (0,74), *Penicillium* (endo-épi)-*Trichophyton* (endo) (0,76). Des corrélations négatives existent entre les genres : *Candida* (endo-épi)- *Rhizoctonia* (endo) (-0,66), *Cladosporium* (endo-épi)-*Penicillium* (endo-épi) (-0,74) et *Paecilomyces* (épi)-*Rhizoctonia* (endo) (-0,76).

L'interaction antagoniste entre le genre *Cladosporium* et *Penicillium* peut expliquer la dominance de *Cladosporium* comme endophyte et le *Penicillium* dépendant comme épiphyte.

Afin d'interpréter les interactions entre les champignons endophytes et épiphytes, nous avons considéré le plan 1/2 de l'analyse en composantes principales (ACP), qui explique 47% du phénomène, avec pour l'axe 1 : 29% et pour l'axe 2 : 19% (Figure 17).

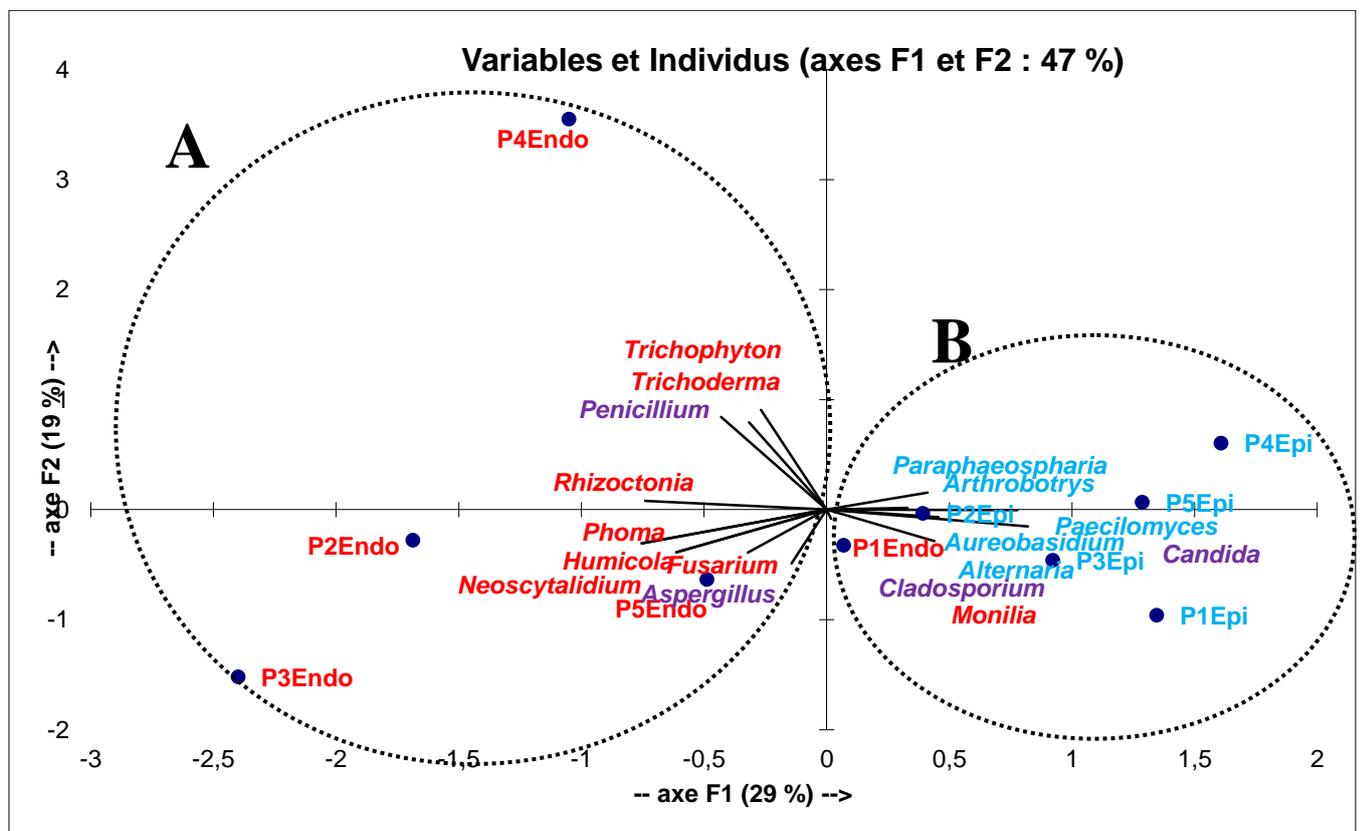


Figure 17. Analyse en composante principale (ACP) des champignons épiphytes et endophytes des rhizomes de *Posidonia oceanica* de la région de Tizgirt.

A partir des résultats de la figure 17, nous pouvons subdiviser ces prélèvements en deux groupes. Le premier groupe (A) contient les genres *Trichophyton*, *Trichoderma*, *Rhizoctonia*, *Phoma*, *Humicola*, *Fusarium*, *Neoscytalidium*, qui sont des champignons endophytes et les genres *Penicillium* et *Aspergillus* qui peuvent se présenter soit comme épiphytes soit comme endophytes et les prélèvements P2 Endo, P3 Endo, P4 Endo, P5 Endo, au niveau desquels sont recensés ces champignons. Le deuxième groupe (B) comprend les prélèvements P1 Epi, P2 Epi, P3 Epi, P4 Epi, et P5 Epi, qui se caractérisent par la présence des genres *Arthrotrichum*, *Paecilomyces*, *Aureobasidium*, *Paraphaeosporium* et *Alternaria*, qui sont des champignons épiphytes et le prélèvement P1 Endo qui se caractérise par le genre *Monilia* et les genres *Candida* et *Cladosporium* qui peuvent être des champignons épiphytes ou endophytes.

Les genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium* et *Candida* existent comme endophytes, ainsi qu'épiphytes, au niveau des rhizomes de *Posidonia*. Les genres *Penicillium* et *Cladosporium* sont plus abondants comme endophytes qu'épiphytes. Cependant, les genres *Aspergillus*, *Candida* et sont plus abondants comme épiphytes qu'endophytes.

Ces résultats peuvent être expliqués par les relations qui existent entre les épiphytes et les endophytes (Ouzid, 2018). Plusieurs chercheurs ont documenté que les épiphytes et les endophytes n'ont pas d'effets nocifs sur la plante. Mais qu'ils induisent la formation de certains produits chimiques importants, comme les hormones. Certains microorganismes produisent de l'auxine, qui favorise la croissance et joue un rôle important dans le cycle de vie des plantes (Fernandes et al., 2011).

Petrini (1991) a suggéré que les communautés endophytiques contiennent souvent une variété d'espèces classiques épiphytiques, dont *Cladosporium*, *Penicillium* et *Cladosporium*, considérés comme des colonisateurs primaires communs de plantes et sont essentiellement épiphytiques. La plante sélectionne les champignons endophytes qui vont pénétrer des tissus, par contre, les champignons épiphytes vivent entièrement à l'extérieur de l'hôte et subissent des facteurs abiotiques extrêmes. Cette différence dans leurs modes de vie va façonner leur composition et leur abondance (Yao et al., 2019).

Conclusion générale

Conclusion générale

Le présent travail a pour but la mise en évidence de la présence et l'abondance des champignons épiphytes des rhizomes de *Posidonia oceanica* de la région de Tizirt (Tizi Ouzou). Il rentre dans le cadre des travaux de recherche du laboratoire Ressources Naturelle de l'Université Mouloud Mammeri, Tizi Ouzou.

L'échantillonnage a été effectué au mois de mai sur un tapis de *Posidonia oceanica* dans l'îlot de Tizirt la mise en culture au laboratoire est faite sur milieu PDA.

L'observation macroscopique et microscopique des prélèvements ont permis d'identifier 9 genres, à savoir : *Alternaria*, *Arthrotrys*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Candida*, *Paecilomyces*, *Paraphaeospharia* et *Penicillium*, avec une abondance remarquable de deux genres : *Aspergillus* et *Alternaria*.

L'ANOVA a montré une différence significative entre les prélèvements pour les genres suivants : *Aureobasidium*, *Candida*, *Paecilomyces* et *Penicillium*.

L'ACP réalisé a montré des relations entre les genres épiphytes Elle a montré que le genre *Paecilomyces* est corrélé positivement avec le genre *Paraphaeospharia*, et le genre *Alternaria* est corrélé négativement avec le genre *Penicillium*.

Une autre ACP de synthèse a été réalisé pour identifier les relations entre les champignons épiphytes et les champignons endophytes des rhizomes de *Posidonia oceanica*. Les résultats montrent que certains genres sont spécifiques soit au compartiment externe y compris les genres *Arthrotrys*, *Aureobasidium*, *Alternaria*, *Paecilomyces* et *Paraphaeospharia*, soit au compartiment interne y compris : *Fusarium*, *Humicola*, *Neocyttidium*, *Rhizoctonia*, *Phoma*, *Trichoderma* et *trichophyton* et d'autres sont communs, y compris les genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Candida*, qui se trouve dans les rhizomes de *Posidonia oceanica* comme champignons épiphytes et endophytes.

Les résultats présentés contribuent à la compréhension du rôle écologique des champignons dans les milieux marins et en particulier dans les herbiers à *Posidonia oceanica*, espèce gravement menacée.

Cette étude est une simple initiation dans le domaine, et dans ce contexte, le travail peut être poursuivi par :

- une comparaison entre nos résultats et les champignons épiphytes effectuée sur la posidonie ;

Conclusion générale

- une mise en culture des racines de *Posidonia oceanica* pour connaître la diversité fongique des épiphytes et des endphytes ;
- des études sur les interactions des champignons endophytes-épiphytes ;
- identification précise sur les espèces fongiques retrouvées et leur rôle dans la plante.

Références bibliographiques

A

1. **Alcoverro T., Cerbian E., ballesteros E. 2001.** The photosynthetic capacity of the seagrass *P. oceanica*: influence of nitrogen and light. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 261: 107-120.
2. **Alexander M. 1977.** *Soil microbiology* (2nd edition), John Wiley and sons. New York.
3. **Ami D., Boudouresque CF. 2000.** Valuing benefits from protecting the seagrass *Posidonia oceanica* beds in the Mediterranean Sea. Conference on Risk and Uncertainty in Environmental and Resource Economics, Wageningen University, the Netherlands: 1-7.
4. **Amoura A., Baz S. 2014.** Identification des souches fongiques productrices des protéases, isolées à partir de source chaude. *Option : Biotechnologie des Mycètes, Fermentation et Production de substances fongiques*. Université Constantine 1. 43 p.
5. **Ardizzone GD., Pelusi P. 1984.** Yield and damage evaluation of bottom trawling on *Posidonia* meadows. *In: Boudouresque C F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. edits. International Workshop on Posidonia oceanica beds, GIS Posidonie publ., Fr., 1: 63-72.*
6. **Augier H., Chabert D., Vicente N., 1980.** Le port de Porquerolles (Iles d'Hyères, Méditerranée, France). II. Contamination par les métaux lourds. *Travaux scientifiques du Parc national de Port-Cros, Fr. 6: 253-285.*
7. **Augier H., Gilles G., Ramonda G., 1984.** L'herbier de *Posidonia oceanica* et la pollution par le mercure sur le littoral des Bouches-du-Rhône et du Var (France). *In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. edits. International Workshop on Posidonia oceanica beds, GIS Posidonie publ., Fr. 1: 399-406.*
8. **Augier H. 1985.** L'herbier à *Posidonia oceanica*, son importance pour le littoral méditerranéen, sa valeur comme indicateur biologique de l'état de santé de la mer, son utilisation dans la surveillance du milieu, les bilans écologiques et les études d'impact. *Vie marine, 7: 85-113.*

B

9. **Bainier, G. 1907.** Hypothèse de l'école de pharmacie XL *Paecilomyces*, genre nouveau de Mucédinées. *Bulletin trimestrielle de la société de Mycologie Française*. 23 : 26-27.
10. **Ballesta L., Pergent G., Pasqualini V., and Pergent-Martini C. 2000.** Distribution and dynamics of *Posidonia oceanica* beds along the Albères coastline. *C.R. Acad.Sci. Paris, Sciences de la vie*. 323: 407-414.

11. **Bar-Hen A., Mariadassou M., Poursat M.A., Vandenkoornhuysen P. 2008.** Influence function for robust phylogenetic reconstructions. *Molecular Biology and Evolution*. 25: 869-873.
12. **Bay D. 1978.** Etude in situ de la production primaire d'un herbier de Posidonies (*Posidonia oceanica* (L.) Delile) de la baie de Calvi-Corse. *Progr. Rép. Stn. Océanogr. Stareso, Univ. Liège, Belg.* 18: 1-6.
13. **Belbachir N. 2012.** Contribution à l'étude écologique de l'herbier à *Posidonia oceanica* (L.) Delile (1813) de la frange côtière de Mostaganem : Etat de santé et relation entre plante et échinoderme. Mémoire de Magister en écosystème côtiers Marins et réponses aux stress. Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem. Faculté des sciences de la nature et de la vie. Département de biologie. 165P.
14. **Belhocine C. 2022.** Diversité des endophytes des rhizomes de la Posidonie (*Posidonia oceanica*) de la région de Tizirt (Tizi-Ouzou). Mémoire en Master en biodiversité et écologie végétale. Université Mouloud Mammeri Tizi Ouzou. Département en écologie et environnement. 54P
15. **Ben Alaya H. 1972.** Répartition et conditions d'installation de *Posidonia oceanica* Delile et *Cymodocea nodosa* Ascherson dans le golfe de Tunis. *Bulletin de la Station Océanographique de Salammbô*. 2(3) : 331-416.
16. **Bettahar D et Boussaid W. 2018.** Inventaire des champignons épiphytes des rameaux de *Zizyphus lotus* de la région de Djebba. Mémoire en Master 2 en diversité et adaptation de la flore Méditerranéenne. Université Mouloud Mammeri Tizi Ouzou. 51 P.
17. **Boiron P. 1996.** Organisation et biologie des champignons Nathan .Paris. 13-19-69-79.
18. **Botton B., Breton A., Fevre M., Gauthier S., Guy P., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y et Veau P. 1999.** Moisissures utiles et nuisibles. Importance industrielle. Masson. Paris. 12-426.
19. **Bouchet PH., Guignard JL., Villard J. 1999.** les champignons Mycologie fondamentales et appliqué Masson Paris. 194P.
20. **Bouchet P., Guignard JL., Pouchus YV. 2005.** Les champignons Mycologie fondamentale et appliquée. Masson, Paris.
21. **Boudouresque C.F. 2019.** Dossier Futura Planète « La posidonie un miracle en Méditerranée ». p1.

- 22. Boudouresque C.F., Bernard G., Bonhomme P., Charbonnel E., Diviacco G., Meinesz A., Pergent G., Pergent-Martini C., Ruitton S., et Tunesi L. 2006.** Préservation et conservation des herbiers à *Posidonia oceanica*. RAMOGE. 1-202.
- 23. Boudouresque C.F., Meinesz A. 1982.** Découverte de l'herbier de Posidonie. Cah. Parc nation. Port-Cros, Fr. 4: 1-79.
- 24. Bouguessir R. 2022.** Approche de la diversité des champignons épiphytes de la Posidonie de la région de Tizirt (Tizi-Ouzou). Spécialités : Biodiversité et Environnement. Département des Sciences de la Nature et la Vie. Université of Alger 1 Ben Youcef Benkhedda. 52 p.
- 25. Bourcier M. 1989.** Régression des herbiers à *P. oceanica* (L.) Delile, à l'Est de Marseille, sous l'action conjuguée des activités humaines et des modifications climatiques. International Workshop on Posidonia beds, Boudouresque C.F., Meinesz A., Fresi E., Gravez V., édit., GIS Posidonie publ.,Fr. 2: 287-299.
- 26. Bourgaud F., Gravot A., Milesi S., Gontier E. 2001.** Production of plant secondary metabolites: a historical perspective. Plant Sci. 16:839-851.
- 27. Bouzid N. 2015.** Les champignons et Pseudo-champignons pathogènes des plantes cultivées. Livre, 199 p.
- 28. Brisou J. 1975.** La microbiologie du milieu marin : Les levures et les champignons du milieu marin. Paris : Flammarion Médicales (collection de l'institut Pasteur). 271 p.
- 29. Burgaud G., Arzur D., Durand, L., Cambon-Bonavita M.A., Barbier G. 2011.** Marine culturable yeasts in deep-sea hydrothermal vents: species richness and association with fauna. Microbial Ecology. 73:121-33.

C

- 30. Carlile M.J., Watkinson S.C. 1994.** The Fungi. (Academic Press eds).
- 31. Castegnaro M., Pfohl-Leszkowicz A. 2002.** Les mycotoxines: contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine, dans la sécurité alimentaire du consommateur. Lavoisier, Tec et Doc.
- 32. Caye G., Meinesz A. 1984.** Observations sur la floraison et la fructification de *Posidonia oceanica* dans la baie de Ville franche et en Corse du Sud. In: International Workshop on *Posidonia oceanica* beds. Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. édit., GIS Posidonie pub., France. 1 :193-201.
- 33. Celebi B., Cemal Gucu A., Ok M., Sakinan S., Akoglu E. 2006.** Hydrographic indications to understand the absence of *Posidonia oceanica* in the Levant Sea (Eastern Mediterranean). Biologia Marina Mediterranea. 13 (4): 34-38.

- 34. Chabasse D., Guiguen C.L., Audonneau C.N. 1999.** Mycologie médicale Masson Paris p22.
- 35. Chabasse D., Bouchara J.P., DE Gentile L., Brun S., Cimon B., Penn P. 2002.** Les moisissures d'intérêt médical. Cahier de formation n°25, Bioforma. 59 p.
- 36. Chessa I.A., Fustier V., Fernandez C., Mura F., Pais A., Pergent G., Serra S., Vitale L. 2000.** Contribution to the knowledge of "banquettes" of *Posidonia oceanica* (L.) Delile in Sardinia island. Biol. Mar. Médit. 7(2): 35-38.
- 37. Cinelli F., Pardi G., Padi I. 1995.** Plant biology. In : la *Posidonie oceanica*. Cinelli, F., Fresi, E., Lorenzi, C., Mucedola, A. Edit. Revista Marittima pub., Italie, 17-27.
- 38. Clairefond P., Jeudy De Grissac A. 1979.** Description et analyse des structures sédimentaires en milieu marin: recensement de quelques exemples dans l'herbier de Posidonies autour de l'île de Port-Cros (Parc national). Trav. sci. Parc nation. Port-Cros., 5: 79-104.
- 39. Costanza R., Arge R., De Groot R., Farber S., Grasso M., Hannon B., Limburg K., Naeem S., O'neill R.V., Paruelo J., Raskin R.G., Sutton P., Van Den Belt M. 1997.** The value of the world's ecosystem services and natural capital. Nature. 387: 253-260.
- 40. Crous P.W., Petrini O., Marais G.F, Pretorius Z.A., Rehder F. 1995.** Occurrence of fungal endophytes in cultivars of *Triticum aestivum* in South Africa. Mycoscience, 36:105-111.
- 41. Cuomo V., Palomba I., Perretti A., Guerriero A., D'Ambrosio M., Pietra F. 1995.** Antimicrobial activities from marine fungi. Journal of Marine Biotechnology. 2: 199-204.

D

- 42. Dajoz R. 1971.** Précis d'écologie. Ed. Dunod, Paris, 434.
- 43. De Moura M.I., Cunha De Oliveira P. 1996.** Diversity of microfungi in the sandy soil of Ipanema beach, Rio de Janeiro, Brazil, *J. Basic Microbiol.* 36: 51-58.
- 44. Den Hartog C. 1970.** The seagrasses of the world. Amsterdam, Verh. Kon. Ned. Akad. Wet. Afd. Natuurk. 1-275.
- 45. Duarte C.M., Chiscano C.L. 1999.** Seagrass biomass and production: a reassessment. *Aquat. Bot.* 65: 159-174.
- 46. Duarte C.M. 2002.** The future of seagrass meadows. *Environmental Conservation.* 29 (2): 192-206.

E

- 47. Eisenhauer N. 2012.** Aboveground-belowground interactions as source of complementary effect in biodiversity experiments. *Plant Soil.* 35 (1) : 1-22.

- 48. Elkalay K., Frangoulis C., Skliris N., Goffart A., Gobert S., Lepoint G., Hecq J.H., 2003.** A model of the seasonal dynamics of biomass and production of the seagrass *Posidonia oceanica* in the Bay of Calvi (Northwestern Mediterranean). *Ecological Modelling*. 167: 1-18.
- 49. Ellis D. 2007.** Mycology online. University of Adelaide. School of molecular & biomedical science. The University of Adelaide.
- 50. Eltem et al., 2004. In : Ould Ahmed A.2019 .**Isolement et identification de champignons microscopique présents dans le sol d'un agrosystème de *punica granatum* L. variété Messad sous climat aride. Mémoire de Master 2 en Biotechnologie. Spécialité Biotechnologie et Valorisation des Plantes. Département de Sciences Biologiques et Agronomiques .UMMTO. 34p.
- 51. Emlab. 2007.** Environmental Microbiology Laboratory, Inc. (Emlab): An index of some commonly encountered fungal genera.

F

- 52. Faurie. 1978.** Sciences géologiques. Institut de géologie. Editeur Université Louis Pasteur de Strasbourg, Institut de Géologie, 52-55.
- 53. Fenical et Jenson. 1997. In : Matallah B.A. 2009.** Identification des espèces fongiques des eaux marines du littoral occidental algérien et évolution de leur potentiel toxigène vis-à-vis d'un crustacé : *Artemia salina*. Option : biologie et pollution marines. Faculté des sciences. Département de biologie. Université d'Oran Es Senia.
- 54. Fernandes R., Júnior G., Aparecida E., Pedrinho N., Cristina T., Castellane L. 2011.** Auxin-producing bacteria isolated from the roots of *Cattleya walkeriana*, an endangered Brazilian orchid, and their role in acclimatization. *Rev Bras Ciênc Solo*. 35:729-737.
- 55. Fernández-Torquemada Y., Sánchez-Lizaso J.L. 2005.** Effects of salinity on leaf growth and survival of Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 320: 57-63.
- 56. Fiedler K., Schutz E et Geh S. 2001.** Detection of microbial volatile organic compounds (MVOCs) produced by moulds on various materials. *Int J Hyg. Environ Health*. 204: 111-121.
- 57. Flannigan B., Samson R.A et Miller J.D. 2002.** Microorganisms in home and indoor work environments: diversity, health impacts, investigation and control. CRC Press. 504p.
- 58. Florent J. 1993.** Les moisissures. In « Microbiologie Industrielle, Les micro-organismes d'intérêt industriel », Ed. Lavoisier Tec et Doc. Paris. 112-162.

59. Francour P. 1997. Fish assemblages of *Posidonia oceanica* beds at Port Cros (France, NW Mediterranean): Assessment of composition and long-term fluctuations by visual census. *Mar. Ecol., PSZNI.* 18(2): 157-173.

G

60. Gacia E., Duarte C.M. 2001. Sediment retention by a Mediterranean *Posidonia oceanica* meadow: the balance between deposition and resuspension. *Est. Coast .Shelf Sci.* 52: 505-514.

61. Gambi et al., 1996. In : Khidja A. 2013. Caractérisation de l'herbier a *Posidonia oceanica* (L.) Delile (1813) de la côte occidentale algériennes (Cap Blanc). Magister en science de l'environnemt. Université d'Oran. Faculté des sciences de la nature et de la vie. Département de Biologie. 22p.

62. Ganley R.J., Brunfeld S.J et Newcombe G. 2004. A community of unknown, endophytic fungi in western white pine. *PNAS.* 101 (27) : 10107-10112.

63. Gao et Garaa-Pichel. 2011. In : Boucuessir R. 2022. Approche de la diversite des champignons epiphytes de la Posidonie de la region de Tigzirt (Tizi Ouzou). *Specialites : Biodiversite et Environnement.* Departement des sciences de la nature et la vie. Universite of Algiers 1 Ben youcef Benkhedda, 52 p.

64. Gareth-Jones E.B., Alias S.A. 1997. Biodiversity of tropical microfungi.

65. Gareth-Jones E.B. 1998. *Biofutur*, juin, numéro spécial N° 179, pp 18-20.

66. Giraud G. 1979. Sur une méthode de mesure et de comptage des structures foliaires de *Posidonia oceanica* (Linnaeus) Delile. *Bulletin du Museum d'Histoires naturelles de Marseille.* 39: 33-39.

67. Gobert S. 2002. Variations spatiales et temporelles de l'herbier à *P. oceanica* (L.) Delile. Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences, Université de Liège. 1-207.

68. Gostincar C., Ohm R.A., Kogej T., Sonjak S., Turk M., Zajc J., Zalar P., Grube M., Sun H., Han J., et al. 2014. Genome Sequencing of Four *Aureobasidium pullulans* Varieties: Biotechnological Potential, Stress Tolerance, and Description of New Species. *BMC Genom.* 15, 549.

69. Goulder R., Baker JH. 1991. Submerged leaf surfaces as a microbial habitat. In: Andrews JH, Hirano SS (eds) *Microbial ecology of leaves.* Springer, New York. 60–86.

70. Grigoriu D., Delacretaz B D. 1984. *Traité de Mycology Medicale* Doin editeurs Paris edition Payot lausanne suisse. 21p.

71. Gugnani H.C. 2003. Ecology and taxonomy of pathogenic *Aspergillus*. Institut Saint James school of Medicine. Department Microbiology and Epidemiology.

H

- 72. Hawksworth D. L., Kirk P. M., Sutton B. C., Pegler D. N. 1995.** Ainsworth & Bisby's dictionary of the Fungi. CAB International, Wallingford, UK.
- 73. Hawksworth D. L. 2001.** The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research*. 109: 1422–1432.
- 74. Hibbet D.S., Donoghue M.J. 2001.** Analysis of character correlations among wood decay mechanisms, mating systems, and substrate ranges in homobasidiomycetes. *Systematic Biology*. 50: 215-242.
- 75. Hyde K.D., Jones E.B.G., Leñaño E., Pointing S.B., Vrijmoed L.L.P. 1998.** Role of fungi in marine ecosystems, *Biodiversity and Conservation*. 7: 1147-1161.

I

- 76. Inacio J., Pereira P., de Carvalho M., Fonseca A., Amaral-Collaco MT., Spencer-Martins I. 2002.** Estimation and diversity of phylloplane mycobiota on selected plants in a Mediterranean-type ecosystem in Portugal. *Microb Ecol*. 44:344–353.
- 77. Ipek B.U. 2020.** L'encadrement du mouillage en Méditerranée au regard de la protection de la posidonie. Mémoire de master 2. Université A' AIX MARSEILLE. Faculté de Droit et de Science Politiques. 118P.

J

- 78. 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: 336-350.
- 79. James T.Y., Kauff F., Schoch C.L., Matheny P.B., Hofstetter V., Cox C.J., Celio G., et al. 2006.** Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. *Nature*. 443: 818-822.
- 80. Jennings D.H., Lysek G. 1996.** Fungal biology: understanding the fungal lifestyle. (Bios Scientific publishers eds).
- 81. Jesus A. 1998.** Isolement, Identification et Physiologie des champignons thermophile en vue de la Production de Lipases par fermentation en milieu solide.
- 82. Jeudy De Grissac A., Audoly G. 1985.** Etude préliminaire des banquettes de feuilles mortes de *Posidonia oceanica* de la Région de Marseille, France. *Rapp. P.V. Réunion. Commiss. internation. Explor. sci. Mer Médit*. 29(5): 181-182.

- 83. Jeudy De Grissac A., Boudouresque C.F. 1985.** Rôle des herbiers de Phanérogames marines dans les mouvements de sédiments côtiers: les herbiers à *Posidonia oceanica*. Colloque franco-japonais d'Océanographie, Marseille, Fr., 1: 143-151.
- 84. Jones EBG., Suetrong S., Sakayaroj J., Bahkali AH, Abdel-Wahab MA, Boekhout T., Pang K. L. 2015.** Classification des Ascomycotes marins, Basidiomycètes, Blastocladiomycètes et Chytridiomycota. Diversité fongique, 73 : 1–72.
- 85. Khudyakova Y.V; Pivkin M.V., Kuznetsova T.A., Svetashev V.I. 2000.** Fungi in sediments of the sea of Japan and their biologically active metabolites. Microbiology, 69 (5) : 722-726.
- 86. Kirk P.M., Cannon P.F., David J.C. Stalpers J.A. 2001.** eds., Dictionary of the Fungi, 9th ed., Wallingford, UK, CABI Publishing.
- 87. Kohlmeyer J. 1983.** Geography of marine fungi. Aust. J. Bot. Suppl. Ser, 10 : 67-76.
- 88. Kohlmeyer J. 1977.** New genera and species of higher fungi from the deep sea (1615-5315 m). Rev. Mycol. 41 :189-206
- 89. Kohlmeyer J., Kohlmeyer E. 1979.** Marine mycology: the higher fungi. New York : Academic press, 689 p.
- 90. Kumar J., Singh D., Ghash P., Kumar A. 2017.** Endophytic modes of microbial interaction and benefits. School of biotechnology. Institute of science, Banares Hindu University, Varanasi 221 005, India.
- 91. Kuo J., den Hartog C. 2001.** Seagrass taxonomy and identification key. *In*: Short, Coles, Short edits. Global seagrass research methods. Elsevier publ., Amsterdam: 31-58.

L

- 92. Larone D.H. 1987.** Medically important fungi. A guide to identification. 2nd edition, New York-Amsterdam-London, Elsevier Science Publishing Co., Inc. 230p.
- 93. Le Direach L., Francour P. 2001.** Recrutement des poissons dans les herbiers de Posidonie de Port-Cros. GIS Posidonie & Parc national de Port-Cros, GIS publ., Fr.: 1-40.
- 94. Liberra K., Lindequist U. 1995.** Marine fungi – A prolific resource of biologically active natural products. Pharmazie. 50 : 583- 588.
- 95. Lindow SE., Hecht-Poinar EL., Elliot VJ. 2002.** Phyllosphere microbiology. American Phytopathological Society, St. Paul, USA.
- 96. Lutzoni F., Kauff F., Cox C.J., McLaughlin D., Celio G., Dentinger B., Padamsee M. et al. 2004.** Assembling the fungal tree of life: progress, classification, and evolution of sub cellular traits. American Journal of Botany. 91: 1446-1480.
- 97. Lynch JM. 1990.** The rhizosphere. Wiley, New York.

M

- 98. Mammeria A. B. 2006.** Eutrophisation en Méditerranée : conditions de l'herbier de *Posidonia oceanica* dans le golfe d'Annaba. Mémoire de magister. Université Badji Mokhetar-Annaba. Faculté des sciences, département des sciences de la mer. 76P.
- 99. Matallah B. A., Amirad J .C, Boutiba Z. 2008.** Inventaire des especes fongiques des eaux marines du littoral occidental algerien. Larhys journal. 7 : 93-102.
- 100. Mazzella L., Buiam C., Gambi M.C., Lorenti M., Russo G., Scipione M.B., Zupo V. 1992.** Plant-animal trophic relations hips in the *Posidonia oceanica*ecosystem of the Mediterranean Sea: a review. *In*: Jangoux M., Mazzella L. et al. edits. Plant-animal interactions in marine benthos. Systematic Association special volume 46, Clarendon Press publ.: 165-187.
- 101. Mechia F. 2015.** Approche des symbioses racinaires de de *Pistacia atlantica* Desf. de Dayate El Gouffa (Laghouat, Algérie). Option : Ecologie végétale Appliquée et Gestion de l'Environnement. Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques. Département de Biologie animale et végétales UMMTO.
- 102. Meinesz A., Laurent R. 1978.** Cartographie et état de la limite inférieure de l'herbier de *Posidonia oceanica* dans les Alpes Mar itimes. Campagne Poséïdon 1976. Bot. Mar . 21(8) : 513-526.
- 103. Meinesz A., Lefevre J.R. 1984.** Régénération d'un herbier à *Posidonia oceanica* quarante années après sa destruction par une bombe dans la rade de Villefranche (Alpes-Maritimes). *In*: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. edits. International Workshop on *Posidonia oceanica* beds, *GIS Posidonie publ.*, Fr., 1: 39-44.
- 104. Molinier R., Picard J. 1952.** Recherches sur les herbiers de Phanérogames marines du littoral méditerranéen français. Annales de l'Institut Océanographique. 27(3): 157-234.
- 105. 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.
- 106. Mueller G.M., Schmit J.P. 2007.** Fungal biodiversity: what do we know? What can we predict? Biodiversity and Conservation. 16: 1-5.

N

- 107. Nicoletti et Rinaldi 1993** in : Bettahar D et Boussaid W. 2018. Inventaire des champignons épiphytes des rameaux de *Zizyphus lotus* de la région de Djebba. Université Mouloud Mammeri Tizi Ouzou.
- 108. Noel C., P Boissery., N Quelin., V. Raimondino. 2012.** Cahier Technique du Gestionnaire : Analyse comparée des méthodes de surveillance des herbiers de posidonies. 96 p

O

- 109. Otero M.M., Simeone S., Aljinovic B., Salomidi M., Mossone P., Giunta Fornasin M.E., Gerakaris V., Guala I., Milano P., Heurtefeux H., Issaris Y., Guido M., Adamopoulou M. 2018.** POSBEMED : Gouvernance et gestion des systèmes plage/dunes à Posidonie. Rapport final, 66p.
- 110. Ouzid Y. 2018.** Activités biologique et diversité en mycoendophytes des feuilles de *Peganum harmala* L. De la région de LAGHOUAT (ALGERIE). Thèse de doctorat LMD 3ème cycle en : Sciences Biologiques option : Biochimie, Microbiologie et Sciences Alimentaires. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. 119P.

P

- 111. Panno, L., Voyron, S., Anastasi, A. 2011.** Biodiversity of marine fungi associated with the seagrass *Posidonia oceanica*: an ecological and biotechnological perspective.
- 112. Panno L., Bruno, M., Voyron S., Anastasi A., Gnavi G., Miserere L., Varese G. C. 2013.** Diversity, ecological role and potential biotechnological applications of marine fungi associated to the seagrass *Posidonia oceanica*. *New Biotechnology*. 30(6) : 685-694.
- 113. Patterson T.F., Mc Ginnis MR. 2009.** The fungi: description. Site Doctor Fungus. Mycoses Study Group.
- 114. Pergent G. 1991.** Les indicateurs écologiques de la qualité du milieu marin en Méditerranée. *Oceanis*. 17(4): 341-350.
- 115. Pergent G. 2006.** Le rôle des herbiers à *Posidonia oceanica*. In: Préservation et conservation des herbiers à *Posidonia oceanica*. Boudouresque C.F., Bernard G., Bonhomme P., Charbonnel E., Diviacco G., Meinesz A., Pergent G., Pergent-Martini C., Ruitton S., Tunesi L., edit., RAMOGE pub. 25-31.
- 116. Pergent G., Ben Maiz N., Boudouresque C.F., Meinesz A., 1989a.** The flowering of *Posidonia oceanica* over the past fifty years: a lepidochronological study. In: International workshop on *Posidonia* beds. Boudouresque C.F., Meinesz A., Fresi E., Gravez V. edit., *GIS Posidonie pub.*, France. 2: 69-76.

- 117. Pergent G., Romero J., Pergent-Martini C., Mateo M.A., Boudouresque C.F., 1994.** Primary production, stocks and fluxes in the Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*. Mar. Ecol. Progr. Ser. 106: 139-146.
- 118. Pergent G., Pergent-Martini C., Boudouresque C.F., 1995.** Utilisation de l'herbier à *Posidonia oceanica* comme indicateur biologique de la qualité du milieu littoral en Méditerranée: état des connaissances. Mésogée 54: 3-29.
- 119. Petrini O. 1991.** Fungal endophytes of tree leaves. In: Andrews, J.H., Hirano, S.S. (Eds.). Microbial Ecology of Leaves. Springer-Verlag. New York, USA. Pp. 179-197.
- 120. Phillips R.C., Meñez E.G. 1988.** Seagrasses. Smithsonian Contributions to the Marine Sciences No. 34. Smithsonian Institution Press, Washington, DC. 1-104.
- 121. Piovetti L., Serve L., Combaut G., Gadel F. 1984.** Analyse des substances phénoliques des restes de *Posidonia oceanica* (L.) Delile provenant de sédiments holocènes et de dépôts actuels. In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. Edits. International Workshop on *Posidonia oceanica* beds, GIS Posidonie publ., Fr., 1: 137-144
- 122. Powell M.J. 1993.** Looking at mycology with a Janus face: a glimpse at Chytridiomycetes active in the environment. Mycologia. 85: 1-20.
- 123. Preece TF., Dickinson CH (eds). 1971.** Ecology of leaf surface micro-organisms. Academic Press, London/New York.
- 124. Pusz W., Płaskowska E., Yildirim I., Weber R. 2015.** Fungi occurring on the plants of the genus *Amaranthus* L. Turk. J. of Bot., 39: 147-161.

R

- 125. Ramade F. 1984.** Elément d'Ecologie- Ecologie fondamentale. Ed. Mc Graw-Hill, Paris. 397p.
- 126. Ramade F. 1994.** Elément d'Ecologie- Ecologie fondamentale. Ed. Edscience internationale. Paris. 579p.
- 127. Raven P H., Evert R F., Eichhorn . 2007.** Biologie vegetale Boeck université 2 edition. 261-286.
- 128. Redecker D. 2002.** New views on fungal evolution based on DNA markers and the fossil. Research in Microbiology. 153: 125-130.
- 129. Robert P., 1988.** Etude du régime thermique des principales biocénoses marines benthiques du Parc national de Port-Cros (Var, France). Diplôme de Recherche universitaire, Univ. Aix- Marseille II, France. 1-209.

- 130. Roehl. 2017.** In Ouali M et Yaddaden N (2019). Diversité des champignons du sol sous *Pistachia atlantica* desf. Dedayate El-Gouffa (Laghouat Algérie). Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou, faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques.
- 131. Romero J. 1999.** Els herbassars submarins de la Mediterrània. Butlletí de la Secció de Ciències naturals del Museu de Mataró. L'Atzavara 8: 5-8.
- 132. Romero J. 2004.** Posidònia : els prats del fons del mar. La mirada del biòleg a un ecosistema mediterrani. Escola del Mar, Centre d'Estudis Marins de Badalona publ, Spain: 1 159.
- 133. Roquebert M.F. 1998.** Taxonomie des moisissures ; Méthodes de culture et techniques d'observation ; Identification”, in “*Moisissures des aliments peu hydratés*”, Ed. Tec & Doc, 39-95.
- 134. Rotem J. 1994.** The genus *Alternaria*, biology and pathogenicity. *APS Press, St. Paul, Minnesota*. 326P.
- 135. Roy-Bolduc A., Hijri M., Daspré Y. 2012.** L'univers des champignons. Thématique Histoire et sciences humaines. Montréal: Presses de l'Université de Montréal. 131-54
- 136. Ruiz J.M., Romero J. 2001.** Effects of *In situ* experimental shading on the Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*. *Marine Ecology Progress Series*. 215: 107-120.
- 137. Ruiz C., Romero J. 2003.** The seagrasses of the Western Mediterranean. *In: Green, E.P. and Short F.T. (Eds.), World Atlas of Seagrasses*. University of California Press Publishers: 48-58.

S

- 138. Sallenave-Namont C. 1999.** Etude de la flore fongique des zones conchylicoles de l'estuaire de la Loire, recherche de souches toxigènes, Thèse en Pharmacie, Université de Nantes, France, 194P.
- 139. Sallenave-Namont C., Pouchus Y.F., Robiou Du Pony T., Lassus P., Verbist J.F. 2000.** Toxicogenic saprophytic fungi in marine shellfish farming areas, *Mycopathologia*. 149(1): 21-25.
- 140. Samson R.A, Hoekstra E.S et Frisvad J.C. 2004.** Introduction to food and airborne fungi. 7th, Baarn, Centralalbureau voor Schimmellcultures, Institute of the Royal Netherlands Academy of Arts and Sciences. 389.
- 141. Schaumann, K. 1993.** Marine pilze. In : *Mikrobiologie des meeresbodens*.

- 142. Schubert K., Groenewald J.Z., Braun U., Dijksterhuis J., Starink M., Hill C.F., Zalar P., de Hoog G.S et Crous P.W. 2007.** Biodiversity in the *Cladosporium herbarum* complex (Davidiellaceae, Capnodiales), with standardisation of methods for *Cladosporium* taxonomy and diagnostics. *Stud. Mycol.* 58: 105-156.
- 143. Schüßler A., Schwarzott D., Walker C. 2001.** A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research.* 105: 1413-1421.
- 144. Sdage. 2003.** Connaissance et gestion de l'érosion du littoral. Guide technique n°9. Agence de l'Eau Rhône Méditerranée Corse, Fr.: 1-53.
- 145. Shearer C.A., Descals E., Kohlmeyer B., Kohlmeyer J., Marvanova L., Padgett D., Porter D., Raja H.A., Schmit J.P., Thorton H.A., Voglymayr H. 2007.** Fungal biodiversity in aquatic habitats. *Biodiversity and Conservation.* 16: 49-67.
- 146. Sridhar et Pasannarai. 2001.** In Matallah.B.A. 2009. Identification des espèces fongiques des eaux marines du littoral occidental algérien et évolution de leur potentiel toxigène vis-a vis d'un crustacé : *Artemia salina*. Option : biologie et pollution marines. Faculté des sciences. Département de biologie. Université d'Oran Es Senia.
- 147. Stoppelli N., Peirano A. 1996.** Continuous flowering of *Posidonia oceanica* (L.) Delile in the Bay of Monterosso al Mare (SP) (Northwestern Mediterranean Sea). *Bollettino dei Musei e degli Istituti dell'Università di Genova.* 60: 31-40.

T

- 148. Tanabe Y., O'Donnell K., Saikawa M., Sugiyama J. 2000.** Molecular phylogeny of parasitic Zygomycota (Dimargaritales, Zoopagales) based on nuclear small subunit ribosomal DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution.* 16: 253-262.
- 149. Taylor J.W., Spatafora J., O'Donnell K., Lutzoni F., James T., Hibbett D.S., Geiser D., Bruns T.D., Blackwell M. 2004.** The Fungi. In *Assembling the Tree of Life* (Joel Cracraft, Michael J. Donoghue eds). Oxford University Press.
- 150. Tedersoo L., Abarenkov K. 2018.** High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. *Fungal Diversity* .1:135–159.
- 151. Templado J. 2004.** Las praderas de Fanerógamas marinas. Introducción. In: Luque A.A., Templado J. edits. *Praderas y bosques marinos de Andalucía*. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía publ., Sevilla: 57-59.
- 152. Thélin I., Boudouresque C.F. 1983.** Longévité des feuilles de *Posidonia oceanica* dans un herbier de la baie de Port-Cros (Var, France). *Rapports et Procès Verbaux des*

Réunions de la Commission Internationale sur l'Exploration Scientifique en Méditerranée.
Cannes. 28(3): 115- 116.

- 153. Tikour S. 2018.** Biodiversité fongique de la moule *Mytillus galloprovincialis* (Lamrak, 1819) élevé dans deux fermes conchylicoles de l'ouest Algerien Kristel et Stidia. Mémoire de Master 2. Université de Mostganem. Département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture.
- 154. UniProt Consortium. 2009.** Taxonomy: fungi metazoa group. Site d'UniProt. 4-6.
- 155. Vishwakiran et al., 2001.** *In* Tikour S, 2018. Biodiversité fongique de la moule *Mytillus galloprovincialis* (Lamrak, 1819) eleve dans deux fermes conchylicoles de l'ouest Algerien Kristel et Stidia. Université de Mostganem, département des sciences de la Mer et de l'aquaculture.
- 156. Ward T.J. 1989.** The accumulation and effects of metals in seagrass habitats. In : Larkum A.W.D., McComb A.J., Shepherd S.A. edits. Biology of seagrasses, Aquatic Plant Studies 2. Elsevier publ.: 797-820.
- 157. Yao H., Sun X., He C., Maitra P., Li X.-C., Guo L D. 2019.** Phyllosphere epiphytic and endophytic fungal community and network structures differ in a tropical mangrove ecosystem. Microbiome. 7(1): 57-60.

Résumé

Beaucoup de micromycètes marins vivent sur des algues et le bois. D'autres sont isolées à partir du sable, des coraux, des coquilles de mollusques et d'animaux marins. On trouve également des espèces fongiques sur des plantes marines, telles que *Posidonia oceanica* qui est l'un des espèces endémique de la mer méditerranéenne. Notre étude a été réalisée sur les rhizomes de *Posidonia oceanica* de la région de Tizirt (Tizi-Ouzou) pour déterminer la diversité fongiques épiphytes. Cette étude a été menée pour la première fois en Algérie. L'échantillonnage a été fait en mois de mai dans la région de Tizirt (Tizi-Ouzou) qui concerne 5 prélèvements. Neuf genres fongiques ont été recensés à savoir : *Alternaria*, *Arthrotrys*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Candida*, *Paecilomyces*, *Paraphaeospharia*, *Penicillium*, avec la dominance des genres *Alternaria* et *Aspergillus* suivie par les genres : *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Paecilomyces*. Ces champignons appartiennent au phylum des Ascomycota.

Mots clés : champignons marins, *Posidonia oceanica*, épiphytes, Tizirt (Tizi-Ouzou).

ملخص

تعيش العديد من الفطريات البحرية على الطحالب والخشب. والبعض الآخر معزول عن الرمال والشعاب المرجانية وأصداف الرخويات والحيوانات البحرية. توجد الأنواع الفطرية في النباتات البحرية مثل *Posidonia oceanica* التي تعد واحدة من الأنواع المتوطنة في البحر الأبيض المتوسط. أجريت دراستنا على جذور *Posidonia oceanica* في منطقة تجزيرت (تيزي وزو) لتحديد تنوع نبات الماشية الفطري. أجريت هذه الدراسة لأول مرة في الجزائر. تم أخذ العينات في شهر ماي في منطقة تجزيرت (تيزي وزو) والتي تخص 5 عينات. تم تحديد تسعة أجناس فطرية، وهي: *Alternaria*, *Arthrotrys*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Candida*, *Paecilomyces*, *Paraphaeospharia*, *Penicillium* مع سيطرة أجناس *Alternaria*, *Aspergillus* تليها الأجناس: *Ascomycota*. *Paecilomyces*, *Aureobasidium*: *Cladosporium*. تنتمي هذه الفطريات الى شعبة

الكلمات المفتاحية: الفطريات البحرية، *Posidonia oceanica*, نباتات المشاة، تجزيرت (تيزي وزو).

Abstract

Many marine micromycetes live on algae and wood. Others are isolated from sand, corals, shells of mollusks and marine animals. Fungal species are also found on marine plants, such as *Posidonia oceanica* which is one of the endemic species for the Mediterranean Sea. Our study was conducted on the rhizomes of *Posidonia oceanica* from the region of Tizirt (Tizi Ouzou) to determine the epiphytic fungal diversity. This study was conducted for the first time in Algeria. The sampling was done in May in the region of Tizirt (Tizi Ouzou) which concerns 5 samples. 9 fungal genera were identified: *Alternaria*, *Arthrotrys*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Cladosporium*, *Candida*, *Paecilomyces*, *Paraphaeospharia*, *Penicillium* which belongs to the phylum Ascomycota with the dominance of *Alternaria* and *Aspergillus*.

Keywords: marine fungi, *Posidonia oceanica*, epiphytes, Tizirt (Tizi Ouzou).