



DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

DJELTI HALIMA

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE

Spécialité: Bioressources Marines

THÈME

**Mise en évidence de l'influence de
quelques paramètres physico-chimiques
sur le développement fongique dans les
eaux cotières mostaganémoise**

Soutenu le 15 /09/2021

DEVANT LE JURY

Président :	Mme Ait Mohamed Amer Lilia	MCB	U. Mostaganem
Encadreur :	Mme. BENMESSAOUD Nadjet	MAA	U. Mostaganem
Examineur :	Mr. BEKADA Djamel Eddine	MCA	U. Mostaganem

Année universitaire 2020/2021

Remerciements

*Avant tout, je dois remercier **ALLAH** qui m'a donné l'envie et la force*

Pour mener à terme ce travail

Au terme de ce travail, il m'est agréable d'exprimer ma profonde reconnaissance à

*L'égard de mon encadreur, Mme **Nadjet BENMESSAOUD** maître assistante au département des sciences de la mer et de l'aquaculture à L'Université de Mostaganem d'avoir accepté de bon gré de participer à l'élaboration de ce mémoire. Je la remercie pour ses compétences scientifiques et ses qualités humaines ainsi que pour ses critiques constructives et ses conseils qui m'ont poussé à aller de l'avant et à approfondir mes connaissances scientifiques à travers ce mémoire de master,*

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à Mr **Djamel Eddine BEKADA**, Maître de Conférences A au département des sciences de la mer et de l'aquaculture de l'université de Mostaganem pour avoir accepté de faire honneur d'examiner ce travail.*

*Je tiens également à exprimer ma gratitude et mon respect à Mme **Lilia AIT MOHAMED AMER**, Maître de Conférence B au département des sciences de la mer et de l'aquaculture de l'université de Mostaganem, pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury de notre mémoire,*

*Mes remerciements pour toute l'équipe de laboratoire de Microbiologie, Faculté SNV, Université de Mostaganem : Mme **Hafida**,*

*Et ces collègues de travail, Mme **Ouarani Nouria**, Mme **Amina**, Mr **Djilali**, et Mr **Abaidi** pour leurs aides et soutiens .*

*Mes remerciements pour toute l'équipe de laboratoire chimique de Mme **BELHAKEM**, et surtout le professeur bien-aimé Mme **Halima Benani** qui m'a beaucoup aidé*

Mes sincères sentiments je les adresse à toute personne qui m'a connu et m'a souhaité la réussite dans mes études.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail qui est le fruit de tant d'années d'études :

A toutes les personnes proches de mon cœur, surtout à mes chers
Parents

A ma très chère maman qui m'a soutenu tout au long de mes études et
qui

s'est sacrifié énormément pour me voir réussir et arriver à ce jour

A mon père, que dieu lui fasse miséricorde,

A mes frères: Fethi, Mansour, Laid (que dieu le guérisse),et Hamou.

A ma famille (Betache , Djelti): ma tante et son mari ,que dieu les
protège

Asmaa , Fatima,

A mes chères amies (Djamila Hama, Chaimaa Daimllah Teldja) et
(Abdel Djalile Ben)

A tous mes amis de l'université.

Ce travail présente les résultats des analyses mycologiques des eaux marines du littoral mostaganémois, et l'influence de certains paramètres physico-chimiques tels que : la température, le pH et la Demande chimique en Oxygène (DCO) sur la prolifération de ces champignons. Trois sites ont été choisis pour cette étude : plage de Stidia, plage de Salamandre et Port de Salamandre.

L'aspect macroscopique et microscopique des souches isolées à partir de l'eau de mer a montré la présence de plusieurs espèces fongiques.

Un total de 329 souches ont été isolées et réparti en dix genres de champignons filamenteux et d'autres genres de levures et qui sont: *Penicillium spp.*(28,56 %), *Aspergillus spp.*(11,54 %), *Rhizomucor sp.*(10,63 %), levures (10,63 %), *Fusarium moniliforme*(8,51 %), *Trichothecium sp.*(7,90 %), *Peacilomyces sp.*(7,59 %), *Scopulariopsis brevicaulis* (7,59 %), *Trichoderma. sp.*(3,03 %), *Sphaerosporium sp.*(2,12 %) et *Mucor sp.* (1,82 %).

De la comparaison des résultats du dénombrement, il ressort que l'eau de mer superficielle est plus chargée en isolats fongiques (180 isolats) que celle du fond à 15 cm de profondeur (149 isolats). Le site de Salamandre présente le nombre le plus élevé des isolats fongiques (175 isolats), suivi du Port de Salamandre (94 isolats) et en fin le site de Stidia (60 isolats).

L'étude des paramètres physico-chimiques a montré que la répartition de la microfonge marine dépend des conditions climatiques, telle que la température, le pH et également de la matière organique.

Mots clés : Champignons, Stidia, Salamandre, Port de Salamandre, température, pH, Demande Chimique en Oxygène.

This work presents the results of mycological analyzes of the marine waters of the Mostaganemois coast, and the influence of certain physicochemical parameters such as: temperature, pH and chemical oxygen demand (COD) on the proliferation of these fungi. Three sites were chosen for this study: Stidia beach, Salamandre beach and Port of Salamandre.

The macroscopic and microscopic appearance of the strains isolated from seawater showed the presence of several fungal species.

A total of 329 strains were isolated and divided into ten genera of filamentous fungi and other genera of yeasts which are: *Penicillium spp.* (28.56%), *Aspergillus spp.* (11.54%), *Rhizomucor sp.* (10,63%), yeasts (10.63%), *Fusarium moniliforme* (8.51%), *Trichothecium sp.* (7.90%), *Peacilomyces sp.* (7.59%), *Scopulariopsis brevicaulis* (7.59%), *Trichoderma. sp.* (3.03%), *Sphaerosporium sp.* (2.12%) and *Mucor sp.* (1.82%).

From the comparison of the count results, it emerges that the surface seawater is more loaded with fungal isolates (180 isolates) than that of the bottom at 15 cm depth (149 isolates). The Salamandre site has the highest number of fungal isolates (175 isolates), followed by the Port of Salamandre (94 isolates) and finally the Stidia site (60 isolates).

The study of physicochemical parameters has shown that the distribution of marine microfonge depends on climatic conditions, such as temperature, pH and also organic matter.

Key words: Fungi, Stidia, Salamandre, Port of Salamandre, temperature, pH, Chemical Oxygen Demand.

يعرض هذا العمل نتائج التحليلات الفطرية للمياه البحرية لساحل مستغانموا ، وتأثير بعض العوامل الفيزيائية والكيميائية على تكاثر هذه الفطريات شاطئ ستيديا مثل: درجة الحرارة ودرجة الحموضة والطلب الكيميائي للأكسجين تم اختيار ثلاثة مواقع لهذه الدراسة: شاطئ ستيديا .وشاطئ سالاماندري وميناء سالاماندري

أظهر المظهر المجهرى والمجهري للسلاطات المعزولة من مياه البحر وجود العديد من الأنواع الفطرية

تم عزل ما مجموعه 329 سلالة وقسمت إلى عشرة أجناس من الفطريات الخيطية وأجناس أخرى من الخمائر وهي ، الخمائر (63% ، 10) ، *Rhizomucor sp.* (11.54%) ، *Aspergillus spp.* (28.56%) ، *Penicillium spp.* (10.63) % ، *Fusarium moniliforme* (8.51%) ، *Trichothecium sp.* (7.90%) ، *Peacilomyces sp.* (7.59%) ، *Sphaerosporium* (سب) .3.03 % *Trichoderma sp.* (7.59%) ، *Scopulariopsis brevicaulis* (7.59%) ، *Mucor sp.* (1.82%) و *sp.* (2.12%).

من مقارنة نتائج العد ، يتبين أن مياه البحر السطحية محملة أكثر بالعزلات الفطرية (180 عزلة) من القاع على عمق 15 سم (149 عزلة). يحتوي موقع السلمندر على أكبر عدد من العزلات الفطرية (175 عزلة) ، يليه ميناء سالاماندر (94 عزلة) وأخيراً موقع ستيديا (60 عزلة)

أظهرت دراسة العوامل الفيزيائية والكيميائية أن توزيع الإسفنج البحري يعتمد على الظروف المناخية ، مثل درجة الحرارة ودرجة الحموضة وكذلك المواد العضوية

الكلمات الأساسية: الفطريات ، ستيديا، السلمندر ، ميناء السمندر ، درجة الحرارة ، الرقم الهيدروجيني، الطلب على الأكسجين الكيميائي.

Liste d'abréviations

Ag₂SO₄ : sulfate d'argent

°C : Degré Celsius

Cm : Centimètre

DCO : Demande Chimique en Oxygène

DMS : Degrés, minutes, secondes

FeSO₂ (NH₄)₂SO₄.7H₂O : sulfate de fer et d'ammonium

g : Gramme

ha : Hectare

h : Heure

K₂Cr₂O₇ : bichromate de potassium

Km : Kilomètre

mm : Millimètre

m : Mètre

ml : Millilitre

n° : Numéro

O₂ : Oxygène

pH : potentiel hydrogène

Ø : Diamètre

° : Degré

' : Minute d'angle

% : Pourcentage

W : Ouest

N : Nord

E : Est

S : Sud

UFC : Unité formant colonie

Liste des tableaux

Tableau1 : Matériels de prélèvement et d'analyses microbiologiques et physico-chimiques utilisés.....	P22
Tableau 2 :Résultats des paramètres physico-chimiques du prélèvement du mois d'Avril des trois sites.....	P30
Tableau 3: Résultats des paramètres physico-chimiques du prélèvement du mois du Juin des trois sites.....	P30
Tableau 4 : Répartition fongique globale dans les trois sites deprélèvement.....	P32
Tableau 5 : Répartition fongique dans le site de Salamandre:	P33
Tableau 6 : Répartition fongique dans le port de Salamandre.....	P34
Tableau 7 Répartition globale dans le site de Stidia.....	P35
Figure 1: Les trois règnes du vivant selon Woese (1977).....	P4
Figure 2 : Structure d'un hyphe et son développement vers la formation d'un mycélium, (D'après Chabasse et al. 2002 modifié).....	P5
Figure 3 : <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	P5
Figure 4: Classification des Champignons (Bouchet et al.,2005)	P6
Figure 5 : Illustration de la fission binaire et du bourgeonnement chez les levures (Abedon, 1997).....	P7
Figure 6: Reproduction chez les champignons (Carlile & Watkinson, 1994).....	P8
Figure 7 : Présentation de la Méditerranée (Google Maps, 2021).....	P8
Figure 8 : Circulation de l'eau atlantique modifiée (Millot, 1987).....	P16
Figure 9 : Masses d'eau profonde (Millot, 1987).....	P17
Figure 10 : Littoral de Mostaganem (Ghodbani et al., 2016).....	P19
Figure 11 :: La carte géographique de plage de Stidia.....	P20
Figure 12 : Crique de Salamandre.....	P21
Figure 13 : Port de Salamandre.....	P21.

...

Figure 14 : Mesure de la Demande Chimique en Oxygène (DCO).....	P25
Figure15 : Gélose Sabouraud préparée au laboratoire.	P26
Figure 16 : Ensemencement des boites de pétri.....	P27
Figure 17 : Le repiquage des colonies.....	P27
Figure 18 : Identification microscopique des souches fongiques.....	P29
Figure19 : Répartition fongique globale dans les trois sites de Prélèvement	P32
Figure 20: Figure : Répartition des espèces fongiques dans le site de Salamandre.....	P33
Figure21 : Répartition des espèces fongiques dans le site de port de Salamandre.....	P34
Figure22 : Répartition des espèces fongiques dans site de Stidia	P35
Figure 23: Répartition des espèces fongiques en foction des mois de prélèvement...	P36

Table des Matières

Résumé	
Abstract	
المخلص	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Sommaire	
Introduction générale	1
Chapitre 1 : Revue bibliographique	
I-1)- Les champignons	3
I-1-1)- Définition	3
I-1-2)- Caractéristiques morphologiques des champignons filamenteux	4
I-1-3)- Classification des Champignons	5
I-1-4)- Reproduction des champignons :	6
I-1-4-1)- Stades de développement :	7
I-1-5)- Croissance	8
I-1-6)- Conditions de croissance	9
I-1-6-1)- Eléments nutritifs	9
I-1-6-2)- Facteurs physicochimiques :	10
I-1-7)- Mode de vie	12
1-1-8)- Utilité et nuisibilité des champignons	12
I-1-9)- Ecologie des champignons	13
I-1-10)- Les champignons marins	13
Chapitre 2 : Caractéristiques de la Zone d'étude	
I)- Présentation de la méditerranée	15
II)- Caractéristiques de la mer méditerranée	16
II-1)- Données hydrologiques et hydrodynamisme :	16
a)- Masse d'eau de surface	17
b)- Masse d'eau levantine intermédiaire	17

Table des Matières

c)- Masse d'eau profonde	
III)- Présentation du littoral de Mostaganem	18
III-1)- Situation et limites	18
VI)- Présentation de la zone d'étude	19
VI-1)- La côte de Mostaganem	19
IV-1-1)- Plage de Stidia	20
IV-1-2)- Salamandre	21
Chapitre 3 : Matériels et Méthodes	23
1)- Objectif de l'étude	23
2)- Echantillonnage	23
3)- Matériels de prélèvement et de laboratoire	24
4)- Méthodologie	24
4-1)- Méthode de prélèvement de l'eau	24
4-2)-Techniques de mesure des paramètres physico-chimiques	24
4-2-1)- Mesure de température	25
4-2-2)- Mesure du pH	26
4-2-3)- Mesure de la Demande Chimique en Oxygène (DCO)	26
4-2-3-1)- Principe de la méthode	26
4-2-3-1)- Mode opératoire	27
4-3)-Techniques d'analyses mycologiques	27
4-3-1)- Culture et isolement des micromycètes	27
4-3-2)- Ensemencement et incubation	28
4-3-3)- Repiquage	29
4-3-4)- Identification	
4-3-4- 1)- Observation macroscopique des colonies à l'œil nu.	29
4-3-4- 2)- Observation microscopique des colonies	29
4-3-4- 3)- Clés de détermination	29
Chapitre 4 : Résultats et discussion	
I)- Résultats	30
I-1)- Résultats des paramètres physico-chimiques	30

Table des Matières

I-2)- Résultats des analyses mycologiques	31
I-2-1)- Répartition fongique globale	31
I-2-2)- Répartition en fonction des sites de prélèvement	33
I-2-2-1)- Plage de Salamandre	33
I-2-2-2)- Port de Salamandre	34
I-2-2-3)- Plage de Stidia	35
I-2-3)- Répartition en fonction des mois de prélèvement	36
II)- Discussion	37
Conclusion générale et perspectives	39
Références bibliographiques	40
Annexe	

Introduction générale

Les mers et les océans représentent 97,5 % de la totalité des eaux terrestres. Seuls 2,5 % est représenté par les eaux douces ; Les milieux marins créent des niches exceptionnelles pour de nombreux microorganismes spécialisés. Par leur abondance et leur diversité taxonomique et fonctionnelle, ces microorganismes jouent un rôle important dans les flux de matière et d'énergie au sein des écosystèmes marins. Parmi ceux-ci, il y a les micromycètes.

A l'heure actuelle, la connaissance de la diversité de la microflore fongique océanique est embryonnaire. Cette constatation est vraisemblablement liée à l'idée très répandue que les champignons sont inféodés au milieu terrestre par leur histoire évolutive. Depuis une vingtaine d'années pourtant, des études sur les champignons marins ont visé à isoler des 24 molécules potentiellement utiles issues de ces organismes (Miller, 2000). De nombreux habitats marins sont colonisés par ces organismes (mangroves, littoral, océan...) (Hyde et al., 1998).

Kohlmeyer et Kohlmeyer (1979) ont défini dès 1979 que certains champignons semblent être inféodés exclusivement au milieu marin ou estuarien. Historiquement, la première description d'un champignon exclusivement marin remonte à 1869 (*Phaeosphaeria typharum*) (Desmazières, 1849), mais leur étude a véritablement débuté en 1944 avec une publication de Barghoorn et Linder décrivant des champignons isolés de mangroves se développant sur le bois en décomposition (Barghoorn et Linder, 1944). D'un point de vue écologique, ces champignons marins ont adopté trois types de modes de vie: (1) la symbiose, avec des algues par exemple; (2) le parasitisme, d'algues notamment, ou d'animaux ; et le saprophytisme (Kohlmeyer et Kohlmeyer, 1979).

Les espèces saprophytes ont révélé majoritairement une forte activité cellulolytique (Pointing et al., 1992); leur capacité à dégrader le bois couplée à la capacité à se développer à partir de matière organique animale morte leur confère un rôle prédominant dans la décomposition des matières organiques en milieu océanique (Mozouras, 1986).

On estime à ce jour que moins de 1500 espèces ont été isolées des océans (Munn, 2004). Parmi le faible nombre de travaux publiés, la majorité d'entre elles se sont concentrées sur la zone littorale (Kohlmeyer et Kohlmeyer 1979 ; Hawksworth, 2001 ; Shearer et al., 2007).

Il apparaît aux vues des travaux réalisés jusqu'alors que de nombreux substrats et milieux marins sont encore à explorer en termes de diversité fongique. L'inventaire de la flore

fongique marine devrait donc permettre de découvrir de nouveaux taxons et la diversité fongique, sans doute sous-estimée pourrait être réévaluée.

En Algérie, l'étude des micromycètes provenant du milieu marin a été initiée au laboratoire LRSE (Laboratoire Réseau de Surveillance Environnementale) en 2006 en collaboration avec le laboratoire MMS (Université de Nantes, France) et dont le thème est « Biosurveillance de la pollution marine au niveau du littoral occidental algérien (Matallah-Boutiba *et al.*, 2008) et depuis, plusieurs autres travaux ont été succédés par d'autres chercheurs du même laboratoire (LRSE) et autres, citant **Benmessaoud (2010)**, **Bendaoud-Tabet Aoul (2014)**, **Tikour (2018)** et **Maamar *et al.* (2020)**.

La contamination des eaux marines par les déchets domestiques et industriels est à l'origine de nombreux problèmes environnementaux dans de nombreux endroits. Les milieux marins et aquatiques servent ainsi de réservoirs et de voies de transmission de ces microorganismes.

Le but du présent travail est donc de contribuer à la connaissance des micromycètes de la côte de Mostaganem. Pour ce faire, trois plages sont choisies, il s'agit de Stidia, Salamandre et Port de Salamandre. En parallèle, certains paramètres physico-chimiques sont mesurés pour étudier leur influence sur la prolifération de ces champignons.

Le manuscrit est réparti en quatre chapitres qui se présentent comme suit:

Le premier chapitre: synthétisant les rappels bibliographiques sur les peuplements fongiques.

Le deuxième chapitre: est consacré aux caractéristiques de la zone d'étude.

Le troisième chapitre : décrit le matériel et les méthodes utilisées pour l'obtention des échantillons ainsi que les techniques de traitements, de mesures et d'identification.

Le quatrième chapitre: regroupe les résultats obtenus ainsi que leurs discussions.

Enfin une conclusion et perspectives.

Chapitre 1

Revue bibliographique

I-1) Les champignons

I-1-1) Définition

Les champignons ou Fungi sont des organismes eucaryotes dépourvus de chlorophylle les qualifiant d'organismes hétérotrophes. Représentent l'un des plus importants groupes d'organismes sur terre et jouent un rôle clé dans un grand nombre d'écosystèmes (**Mueller & Schmit, 2007**). Ce sont des organismes eucaryotes (Fig.1), à mode de reproduction sexuée ou asexuée. Les spores produites peuvent avoir un rôle dans la dispersion des champignons, mais peuvent également jouer un rôle dans la survie de l'organisme lorsque les conditions environnementales deviennent défavorables (**Madelin, 1994**) ; Une source de carbone organique est donc nécessaire à leur développement. Dans l'arbre du vivant, ils constituent un groupe à part au sein des eucaryotes. Ces organismes sont dépourvus de chlorophylle et sont tous hétérotrophes ; le glycogène est le polysaccharide de réserve principal (**Carlile & Watkinson, 1994 ; Redecker, 2002**). Classiquement, les champignons étaient regroupés dans un règne distinct, celui des eumycètes ou cinquième règne (**Kendrick, 2000**). Les classifications les plus récentes font apparaître les champignons dans le règne unique des eucaryotes et plus précisément dans le groupe des Opisthokonta (**Simpson et Roger, 2002, 2004 ; Adl et al., 2005**).

A l'instar des autres organismes vivants, les champignons sont subdivisés en classes, en ordres, en familles, puis en genres et espèces. Ces deux derniers termes étant utilisés pour les désigner. La classification des champignons est d'abord basée sur un mode de reproduction sexuée ou phase téléomorphe. Ce critère définit quatre des cinq groupes principaux : les chytridiomycètes, les zygomycètes, les basidiomycètes et les ascomycètes.

Certaines moisissures sont le plus souvent ou exclusivement rencontrées à un stade de multiplication asexuée, dit anamorphe. Ces organismes sont alors classés d'après le mode de production des spores asexuées ou conidies. Ces espèces sont classées dans le cinquième ordre, les Deutéromycètes ou Fungi imperfecti.

Plus de 100 000 espèces connues ; Elles sont pour la plupart saprophytiques; moins de 0,5 % sont reconnus pathogènes. Principaux obstacles à l'invasion des tissus : Température élevée (37°C) ; défenses cellulaires (**Madelin, 1994**).

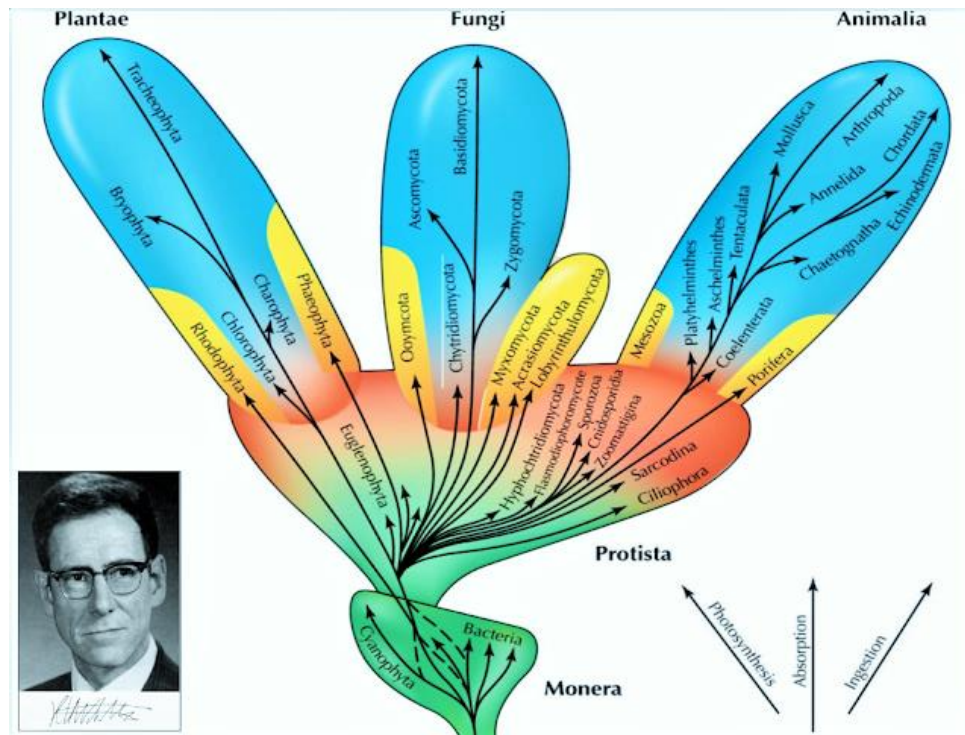


Figure 1: Les trois règnes du vivant selon Woese (1977).

I-1-2) Caractéristiques morphologiques des champignons filamenteux

La structure des champignons repose sur leur appareil végétatif appelé thalle, qui est constitué chez la très grande majorité des espèces par l'enchevêtrement de nombreux filaments très fins et ramifiés dont l'ensemble forme un mycélium (Fig. 2). Ces filaments peuvent être cloisonnés, on les appelle hyphes, ou non cloisonnés, ce sont alors des siphons ou coenocytes.

Ces hyphes comprennent les organites classiques d'une cellule : noyau, mitochondrie, cytoplasme, vésicules. Comme pour tout substrat, la colonisation des supports est réalisée par extension et ramification des hyphes parfois visibles sous forme de petites tâches colorées à leur surface. Les hyphes puisent l'eau et les substances organiques dans les différents substrats qu'ils colonisent pour leur développement.

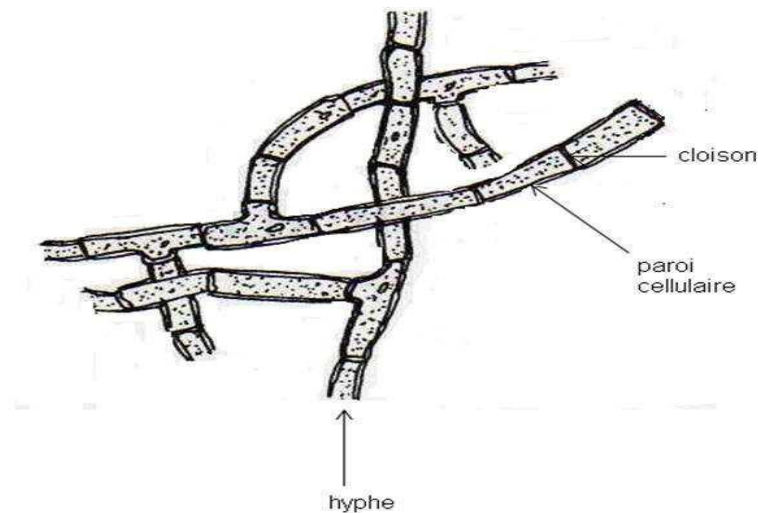


Figure 2 : Structure d'un hyphé et son développement vers la formation d'un mycélium, (D'après Chabasse *et al.* 2002 modifié).

L'enchevêtrement des filaments est très complexe et désordonné. Il peut former des pseudotissus que l'on appelle prosenchyme et plectenchyme et qui prennent l'aspect de :

- ✓ massifs plus ou moins compacts (appelés coussinets ou stroma),
- ✓ de gros cordons ramifiés (appelés rhizomorphes),
- ✓ ou de tubercules (appelés sclérotés).

Il existe aussi des champignons à thalle unicellulaire comme les **levures** (Fig.3) et à thalle plasmodial comme les **myxomycètes**

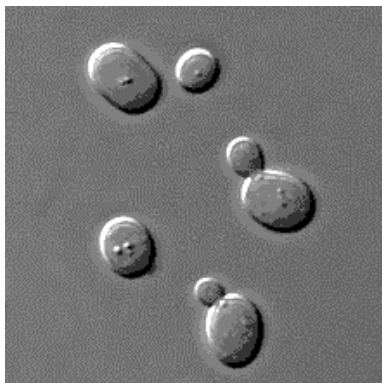


Figure 3 : *Saccharomyces cerevisiae*

I-1-3) Classification des Champignons

La Mycologie est la science de l'étude des champignons. Elle comprend des étapes fondamentales qui sont : la taxonomie, la systématique et la nomenclature pour aboutir à un

canevas général de la classification des champignons. Cette dernière est basée sur le mode de reproduction sexuée ou phase téléomorphe. Ce critère comprend les « vrais champignons » ou Amastigomycota (Bouchet *et al.*, 2005) ou Eumycètes (Courtecuisse et Duhem, 2000) qui regroupent quatre divisions : Division des chytridiomycota, Division des Zygomycota, Division des Ascomycota, et Division des Basidiomycota (Fig. 4).

En outre, lorsque la production sexuée n'est pas connue, la division est appelée *Deutéromycotina* ou champignons imparfaits (Blackwell *et al.*, 1998).

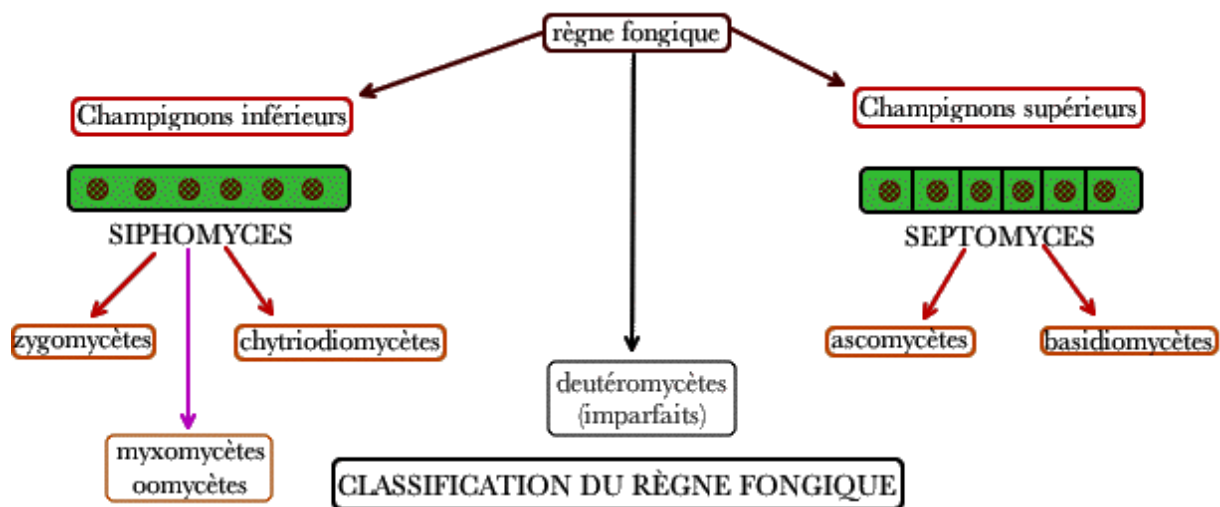


Figure 4: Classification des Champignons (Bouchet *et al.*, 2005).

I-1-4) Reproduction des champignons

La reproduction est un moyen employé pour augmenter la variabilité génétique des espèces. Face aux changements environnementaux, les espèces avec la plus grande variabilité génétique possèdent la meilleure chance de survie.

La reproduction des champignons est complexe, reflétant ainsi l'hétérogénéité de leur mode de vie. Elle peut être sexuée ou asexuée, bien que certains champignons alternent entre les deux types de reproduction (Nester *et al.*, 1998).

a) Reproduction asexuée "anamorphe" La reproduction asexuée chez les champignons peut se faire par bourgeonnement, fission binaire (Fig. 5), fragmentation, ou par formation de spores (Alexopoulos *et al.*, 1996).

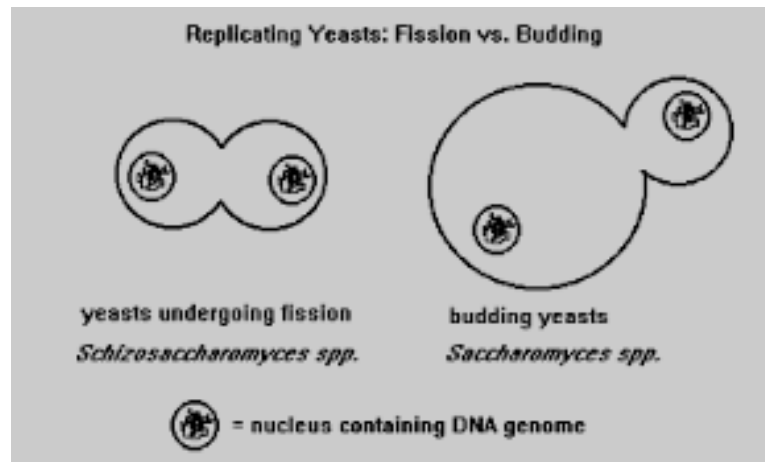


Figure 5 : Illustration de la fission binaire et du bourgeonnement chez les levures (Abedon, 1997).

b) Reproduction sexuée : "téléomorphe" La reproduction sexuée (ou la téléomorphe) fait intervenir la rencontre de filaments spécialisés (plasmogamie), la conjugaison des noyaux (caryogamie) et enfin une réduction chromatique (méiose) suivie d'une ou plusieurs mitoses (Fig.5). Ces évènements sont suivis par la formation de spores (les ascospores, les basidiospores, les zygosporés), dont le processus varie en fonction des différentes classes de champignons (Deacon, 2005).

I-1-4-1) Stades de développement

a)- Sporulation

Le mycète est un organisme sessile dans la nature. Comme tout autre organisme, la continuité de son existence dépend de la reproduction. Chez les champignons, la reproduction se fait par la sporulation qui consiste une production de spores rigide et résistante.

La sporulation facilite la dispersion des champignons dans l'environnement, soit par le vent, par l'eau ou par les animaux (Wiley et Sons, 2001). Les spores servent aussi dans la préservation de la croissance lorsque les conditions environnementales sont défavorables: température élevée, dessiccation, radiation, pH extrême et produits toxiques. Dans ce cas, les spores sont métaboliquement dormantes et attendent à ce que les conditions environnementales et nutritives redeviennent favorables pour procéder à la germination et à la croissance cellulaire (=élongation des hyphes).

b)- Germination

La germination est caractérisée par l'émergence d'un tube germinant à partir de la spore fongique. Une spore qui est métaboliquement dormante, est protégée par une paroi épaisse et rigide due à la réduction du contenu d'eau. La germination des spores dépend largement aux conditions environnementales car la présence d'eau ou l'augmentation de l'humidité est suffisante pour déclencher l'hydratation de ces spores.

La germination des spores est un événement critique dans le développement des champignons phytopathogènes. « Une germination dans le bon temps et lieu est primordiale pour la réussite d'une infection » (Xu et Güldener, 2008).

De ce tube germinatif se développe un réseau constitué d'hyphes qui se ramifient et s'agglomèrent, formant un mycélium dit « primaire » (car directement issu de la germination) (Larousse, 2018).

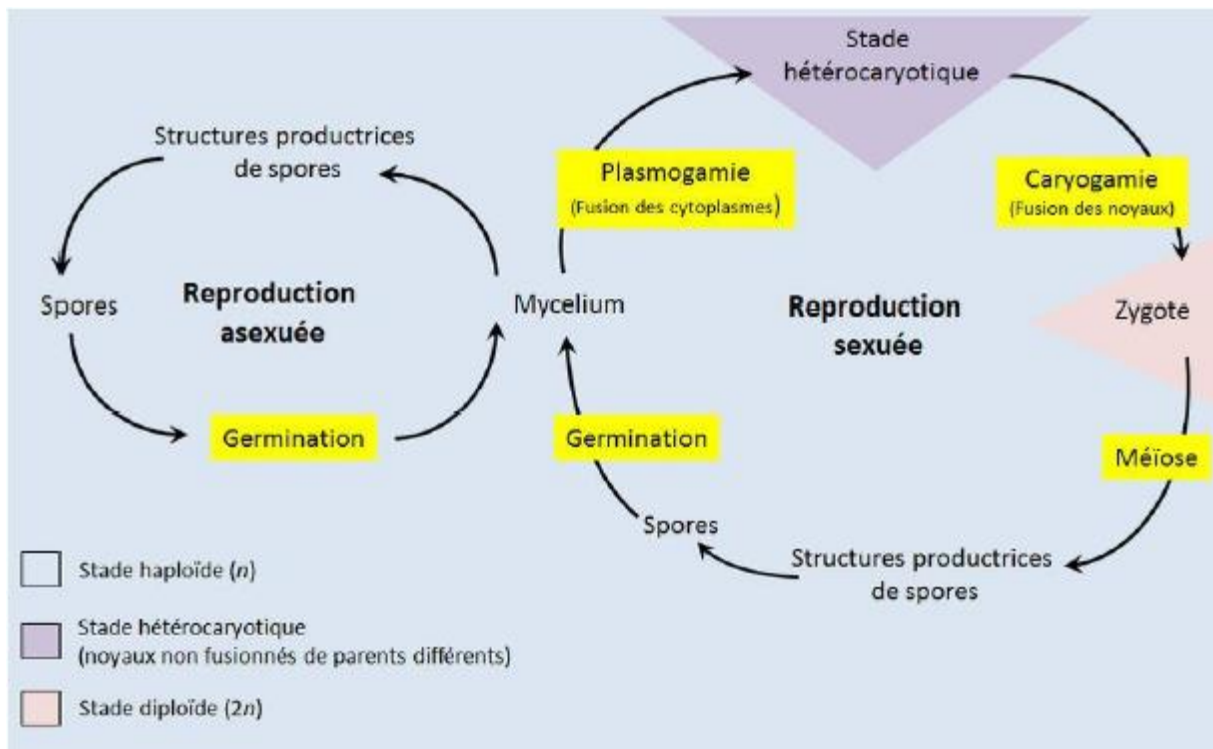


Figure 6 : Reproduction chez les champignons (Carlile & Watkinson, 1994).

I-1-5) Croissance

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 & Lysek, 1996**). Les hyphes vont se brancher en réseau, déterminant en partie la morphologie macroscopique du thalle (**Carlile & Watkinson, 1994**). La croissance et la nutrition vont se faire de façon concomitante ; la croissance sera réalisée par une extension de la paroi à l'apex, par un apport continu de chitine. Dans le même temps, au niveau de l'apex également, des enzymes hydrolytiques seront déversées dans le milieu extérieur (**Carlile & Watkinson, 1994**).

I-1-6) Conditions de croissance

I-1-6-1) Éléments nutritifs

Les moisissures sont des microorganismes hétérotrophes, elles exigent donc la présence des éléments nutritifs de base (carbone, azote et ions minéraux) dans le milieu qui assure leur croissance. Les moisissures possèdent une panoplie enzymatique extrêmement riche qui leur permet d'utiliser plus efficacement encore que les bactéries les substrats les plus complexes. Leur digestion doit commencer dans le milieu extérieur par des enzymes excrétées (extracellulaires) ou liées à la paroi, car seules les molécules de taille relativement petite peuvent franchir les parois et gagner le cytoplasme (**Davet, 1996**).

a) Source de carbone et d'énergie

Pratiquement tous les composés organiques peuvent être utilisés comme source de carbone et d'énergie par les moisissures. La plupart d'entre elles peuvent métaboliser le glucose et le saccharose avec quelques polysaccharides comme l'amidon et la cellulose (**Boiron, 1996 ; Nicklin et al., 2000**).

b) Source d'azote

La plupart des moisissures assimilent l'ammoniaque sous forme de sels (NH_4^+) dont la présence réprime l'utilisation d'autres sources azotées (nitrate, acides aminés, protéines). L'ammoniaque est transformé en acide glutamique, en glutamine ou en d'autres acides aminés par transamination (**Boiron, 1996**), alors que seules certaines espèces utilisent le nitrate, d'autres ne peuvent croître qu'en présence d'azote organique et aucune moisissure ne peut fixer l'azote atmosphérique (**Punt et al., 2002**).

c) Éléments minéraux

La présence des ions minéraux et métaux dans le milieu de culture est nécessaire pour la croissance et la reproduction de plusieurs espèces fongiques, il s'agit essentiellement de sulfate, de magnésium, de potassium, de sodium et de phosphore avec des concentrations plus au moins différentes selon l'espèce (**Uchicoba et al., 2001**). Des traces d'éléments tels que le fer, le cuivre, le manganèse, le zinc et le molybdène, sont nécessaires à la plupart des moisissures pour la production des cytochromes, des pigments, des acides organiques, etc. (**Boiron, 1996**).

I-1-6-2) Facteurs physicochimiques

Les facteurs physicochimiques ont une grande influence sur le développement des moisissures ainsi que sur la germination, nous examinerons successivement quelques paramètres importants.

a) Température

La température joue un rôle prépondérant dans la croissance mycélienne, elle intervient également dans la sporulation et la germination des spores (**Bourgeois, 1989**). La plupart des moisissures sont mésophiles avec des optima de croissance de 25 à 35°C (**Botton et al., 1999 ; Julien, 2002**). Quelques espèces sont thermotolérantes ou thermophiles et peuvent croître à haute température (au dessus de 50°C) avec une croissance optimale aux environ de 20 à 25°C, *Aspergillus fumigatus* en est un bon exemple (**Botton et al., 1999 ; Nicklin et al., 2000**). D'autres sont des psychrophiles ou psychrotolérantes se développant à basses températures (entre -5 et 10°C) tels que *Helicostylum pulchrum*, *Chrysosporium pannorum* et *Cladosporium herbarum*, ces espèces peuvent survivre même à -60°C, on les rencontre dans des entrepôts frigorifiques (**Davet, 1996 ; Botton et al., 1999**).

b) Humidité

Les moisissures ont en général un besoin en eau faible par rapport aux autres microorganismes (**Davet, 1996**). Néanmoins, l'humidité a une grande influence sur le développement des moisissures non seulement sur la croissance mycélienne et la sporulation mais plus particulièrement sur la germination des spores (**Bourgeois, 1989**). Les moisissures à mycélium non cloisonné sont les plus sensibles à la dessiccation ; leur développement cesse lorsque le potentiel hydrique descend au dessous de - 4 MPa (Méga Pascal). Les moisissures à

mycélium cloisonné supportent en moyenne jusqu'à - 10 MPa. Cependant, les *Aspergillus* et les *Penicillium* peuvent en général se développer à des potentiels hydriques de l'ordre de - 20 MPa (Davet, 1996).

c) pH

La grande majorité des champignons filamenteux se développent dans une zone de pH de 4.5 – 8.0 (Botton *et al.*, 1999), bien qu'ils soient capables de croître dans une large gamme de pH avec une tendance à croître dans des milieux légèrement acide . C'est le cas de *Fusarium culmorum*, *Trichoderma harzianum* et *Aspergillus oryzae*. (Urbanek *et al.*, 1984 ; Delgado-Jarana *et al.*, 2002). Cependant, les enzymes extracellulaires produites dans des milieux complexes peuvent avoir des optima de pH d'activité très différents (plus acides ou plus basiques) (Botton *et al.*, 1999). Par ailleurs, les champignons modifient souvent le pH du milieu par absorption sélective et échange d'ions, production de CO₂ ou de NH₃ ou par production d'acides (Boiron, 1996).

d) Oxygène

La quantité d'oxygène mise à la disposition des moisissures est un facteur important de développement. La plupart sont aérobies, les plus exigeantes vivent dans les régions périphériques des substrats, les moins exigeants peuvent se développer en profondeur comme *Fusarium oxysporum* et *Aspergillus fumigatus*. Certaines peuvent même supporter une anaérobiose très stricte comme *Neocallimastix* (Bourgeois, 1989 ; Botton *et al.*, 1999).

e) Lumière

Les radiations du spectre visible (380 – 720) n'ont en général pas d'action sur la croissance végétative des champignons mais peuvent agir sur la sporulation. La plupart des moisissures n'exigent pas de lumière pour leur croissance, ni pour la germination de leurs spores (Botton *et al.*, 1999).

f) Activité en eau (Aw)

L'Aw d'un aliment dépend de sa composition chimique, c'est-à-dire de la quantité d'eau retenue par les sels, sucres et protéines, ainsi que de ses caractéristiques physiques (porosité, polarité). Ce paramètre peut varier de 0 (pour les substrats dans lesquels toute l'eau est retenue) à 1 (pour l'eau pure). Les moisissures sont, de façon schématique, plus xérotolérantes que les autres microorganismes (bactéries, levures). La plupart des moisissures se développent

bien pour des activités en eau voisines de 0,85. Par conséquent, beaucoup de produits dont l'activité hydrique ne permet pas la croissance bactérienne peuvent être colonisés par les moisissures. Les moisissures appartenant aux genres *Aspergillus* et *Penicillium* sont généralement capables de se développer à des Aw voisines de 0,7 à 25°C ; elles peuvent donc se développer dans les aliments pauvres en eau comme les céréales au cours de stockage, les fruits secs, les produits dont l'activité hydrique a été réduite (produits de salaison sèche, confitures,...) (Castegnaro, Pfohl-Leszkowicz, 2002). Par comparaison, les *Fusarium* ne peuvent se développer qu'à des Aw supérieures à 0,9. Il s'agit donc d'espèces se développant au champ, sur les plantes vivantes (Castegnaro, Pfohl-Leszkowicz, 2002).

I-1-7) Mode de vie

La quasi-totalité des mycètes vivent aux dépens de la matière organique en décomposition, ce sont des agents de recyclage de la matière minérale dans la nature, connus sous la nomination de «Saprophytes ». Dans des conditions particulières, beaucoup de micromycète parasitent des organismes végétaux ou animaux ou même d'autres mycètes (c'est le cas de l'espèce *Penicillium rugulosum* qui infecte la tête d'*Aspergillus niger*, en formant dessus, des phialides regroupés en pénicilles et le conduit finalement à la mort). D'autres, cohabitent avec différentes formes de vie dans le contexte du bénéfice réciproque ou ce qu'on appelle (la symbiose) (Kachour, 2005).

1-1-8) Utilité et nuisibilité des champignons

Les champignons microscopiques ont des actions bénéfiques mais aussi néfastes pour l'homme.

Par leur caractère de décomposeurs de matières organiques, les champignons saprophytes participent au maintien de l'équilibre écologique en libérant dans l'environnement, à partir de la matière qu'ils décomposent, du carbone et des sels minéraux, ils se développent sur les matériaux les plus divers dès que l'humidité et la température sont favorables : récoltes de céréales, fruits, légumes, tissus, cuirs, bois d'habitation, livres, voire certains plastiques, etc. Ils rendent aussi de grands services dans les domaines de la santé et de l'agroalimentaire. Ils produisent des enzymes, des antibiotiques comme la pénicilline et des médicaments comme la cyclosporine qui sert à prévenir le rejet des greffes d'organes.

En biotechnologie, les champignons tels que *Ashbya gossypii*, sont exploités dans la production de vitamines A, B ou D (Santos *et al.*, 2005). En industrie agroalimentaire,

certain champignons sont utilisés en fromagerie et en pâtisserie (**Piskur et al., 2006**). A l'instar de la levure de bière, *Saccharomyces cerevisiae* qui transforme le sucre en alcool et libère des bulles de gaz carbonique qui font lever la pâte,

Plusieurs moisissures, notamment les genres *Aspergillus*, *Alternaria* et *Penicillium*, sont connus pour être des contaminants des produits agricoles et/ou pour leur capacité à produire des métabolites toxiques : mycotoxines (Cahagnier et al., 1998). Ces composés biologiquement actifs sont des contaminants naturels de la chaîne alimentaire, ils retiennent de plus en plus l'attention dans le monde entier, en raison des pertes économiques importantes qui sont liées à leurs effets sur la santé publique, la productivité animale et le commerce (**Castegnaro & Pfohl-Leszkowicz, 2002 ; Wu, 2006 ; Morgavi & Riley, 2007**).

En s'attaquant directement aux organismes vivants, les champignons parasites sont la cause de nombreuses maladies chez l'homme, les animaux et les plantes. *Ceratocystis ulmi* a envahi l'Amérique du Nord après la première guerre mondiale et a pratiquement éliminé l'orme d'Amérique *Ulmus americana*. L'ergot du seigle, *Claviceps purpurea*, qui parasite les céréales, produit une molécule très proche de l'acide lysergique, un des composés du LSD hallucinogène. C'est un puissant vasoconstricteur à l'origine du feu de Saint Antoine, ou mal des Ardents, une maladie qui décima des milliers de personnes au Moyen Âge : après avoir consommé du blé parasité par ce champignon, les extrémités se gangrènent et tombent. Ce champignon contient par ailleurs une substance qui traite l'hypertension artérielle.

I-1-9) Ecologie des champignons

Les champignons ont développé des adaptations très diverses, de telle sorte qu'on les trouve dans pratiquement tous les milieux du monde. Les plus répandues sont les *Penicillium* et les *Aspergillus*. On les trouve sous tous les climats et sous toutes les latitudes. (**Florent, 1993 et Tacheno, 1999**)

I-1-10) Les champignons marins

Les champignons marins sont comme tous les micromycètes, des organismes microscopiques eucaryotes pluricellulaires. La taxonomie les situe entre les végétaux et les animaux. Ils sont hétérotrophes pour la matière organique, qu'ils se procurent à partir d'autres organismes via d'importants dispositifs enzymatiques.

Ils ont été décrits comme pathogènes ou endosymbiontes et comme acteurs dans les cycles biogéochimiques, notamment dans le cycle du carbone. Ils peuvent donc jouer un rôle dans

les écosystèmes et notamment dans les interactions au sein d'une communauté d'organismes (**Edgcomb et al., 2014**). Dans les années 60, un champignon était qualifié de marin lorsqu'il pouvait se développer en présence de sels de mer (**Johnson & Sparrow, 1961**). Cependant, cette première définition fondée sur une caractéristique physiologique a rapidement été remise en cause par Kohlmeier et Kohlmeier (1979) qui proposent d'y ajouter une dimension écologique. Ainsi pour définir les champignons marins, deux groupes sont créés :

(i) les champignons dits **obligatoires** qui se développent, sporulent et se reproduisent uniquement dans un milieu marin

(ii) et les champignons dits **facultatifs**, d'origine terrestre ou d'eau douce, qui sont capables de se développer voire de sporuler en milieu marin. Cette définition dichotomique a été largement acceptée par la communauté scientifique. Selon cette définition, 1 112 espèces champignons marins obligatoires ont été décrites (**Jones et al., 2015**) alors que le nombre estimé de champignons dépasse les 10 000 espèces (**Jones, 2011**).

Chapitre 2

Caractéristiques de la

zone d'étude

I)- Présentation de la méditerranée

La mer Méditerranée s'étend du détroit de Gibraltar jusqu'aux côtes libanaises, sur près de 4000 km. Elle doit son nom au latin « mare Mediterraneum », qui désigne une « mer au milieu des terres ».

Cette mer intérieure possède une superficie globale de 2,51 millions de km². L'importance de cette masse d'eau à l'échelle régionale explique la grande extension spatiale du domaine climatique méditerranéen (**Douguédroit, 1997**). Dans son ensemble, cette zone est caractérisée par une sécheresse d'été bien marquée et, selon les sous-régions, d'un maximum pluviométrique d'automne ou d'hiver (**Douguédroit, 1997 ; Xoplaki, 2002**).



Figure 7 : Présentation de la Méditerranée (Google Maps, 2021).

II)- Caractéristiques de la mer méditerranée

La mer méditerranée est une mer épicontinentale semi-fermée de 4000 km de long, de 800km de large et de 1500 m de profondeur. Elle représente respectivement 0.7% et 0.3% de la surface et du volume de l'océan mondial (**Béthouzet al., 1999**). Elle est bordée par trois continents : au Nord par l'Europe, au Sud par l'Afrique et à l'Est par l'Asie (**Quignard, 2002 ; Astruc, 2005**). Elle comporte deux régions ou bassin occidental et le bassin oriental (**Boutiba, 1998**).

II-1)- Données hydrologiques et hydrodynamisme

La Mer méditerranée est influencée par plusieurs courants ainsi que des tourbillons qui sont des courants fermés ou quasi fermés à différent diamètre. Le bassin occidental comprend une masse d'eau spécifique. On note 83% d'eau origine Atlantique qui passe par le détroit de Gibraltar et 27% provient des apports des grands fleuves (**In Borsali, 2007**).

Selon **Millot (1985-1987)** il existe 3 masses d'eau qui se superposent :

a)- Masse d'eau de surface

L'origine de cette masse est l'eau Atlantique qui pénètre le détroit de Gibraltar quittant les côtes espagnoles pour rejoindre les côtes algériennes et prend le nom de « Courant Algérien ». L'épaisseur de cette couche superficielle est de 50 à 200 m (**In Boutiba, 1992**). Les masse d'eau provoquent des upwellings ou le bassin algérien devient le réservoir d'eau Atlantique(**Millot et Taupier-Letage, 2005**) (**Fig. 8**).

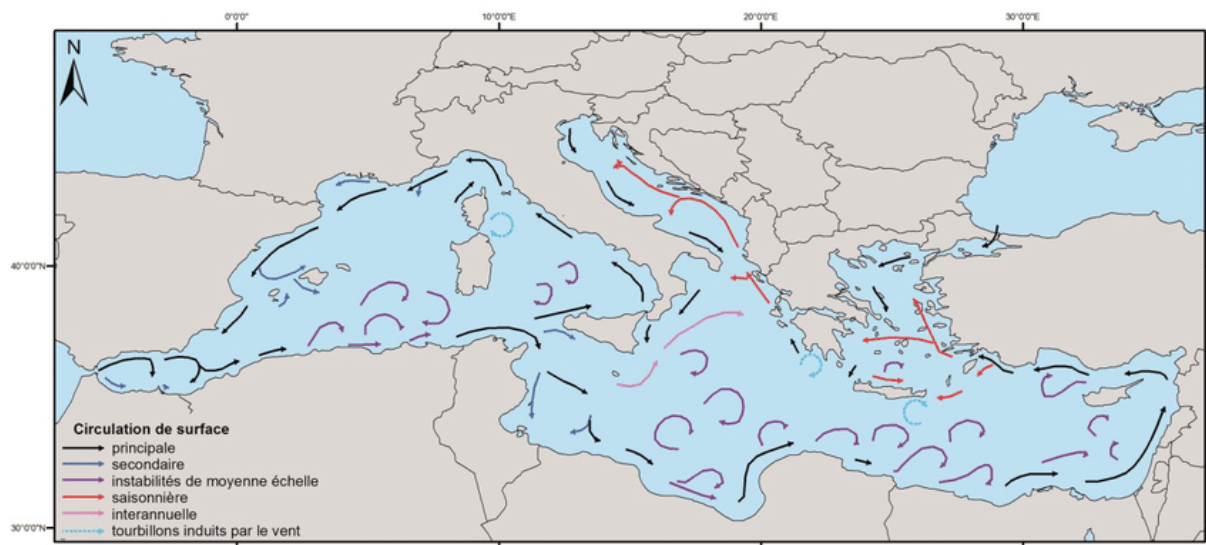


Figure8 :Circulation générale de surface dans la Mer Méditerranée (d'après Millot et Taupier-Letage, 2005).

b)- Masse d'eau levantine intermédiaire

C'est une couche d'eau chaude (14,22 C°) qui s'écoule par le détroit de Sicile et remonte le long des cotes de Sardaigne ainsi cette eau riche en sels nutritifs se refroidie et s'adoucit au fur et mesure de son parcours vers le Nord (**In Terbeche, 2007**).

D'après **Millot (1987)**, les poches d'eaux levantines intermédiaires sont recentrées dans le bassin Algérien et occupe la couche située entre 200 à 500 m de profondeur (**Taupier Letage et Millot, 1988**).

c)- Masse d'eau profonde

Elle se forme en hiver dans le Nord du bassin occidental (golfe de Lion et bassin Liguro provençal) sous l'action des phénomènes atmosphériques résultant des plongées d'eaux superficielles et intermédiaires qui peuvent atteindre au delà de 500 m dans le bassin occidental et de 700 m dans le bassin oriental. L'augmentation de sa densité permet à l'eau Profonde de plonger et occuper ainsi les fonds (**Millot, 1987**) (**Fig. 9**).

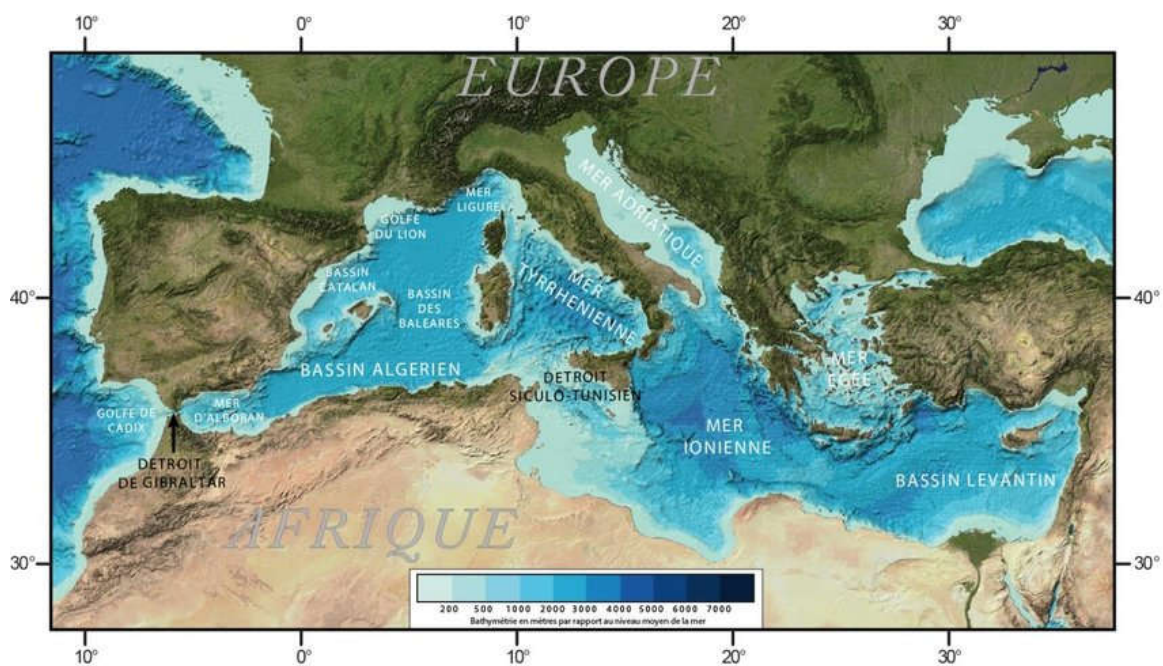


Figure 9 : Masses d'eau profonde (**Millot, 1987**).

➤ Salinité

La Méditerranée est connue par la concentration ou l'évaporation excède les apports fluviaux ; Ce qui est responsable d'une baisse de niveaux de la mer estimé à 1m par an (**In Boutiba, 1992**).

Les données de **Millot (1985)** ont montrés d'importantes variations de salinité entre les différentes masses d'eau. Au large de la région de Mostaganem, la salinité est estimée de 37‰ à 20m, 36-48‰ entre 20 et 50m, 38 – 8‰ entre 50 à 100 m (**Millot, 1985**).

➤ **Les houles**

Etant le facteur le plus important dans la dynamique sédimentaire des petits fonds, sa direction de propagation est liée à celle du vent et de la profondeur, tant que la profondeur est plus grande que la longueur d'onde de la houle. Ainsi la houle de la baie de Mostaganem suit le régime des vents, qui est un régime saisonnier comme pour le reste de la marge algérienne (**Leclaire, 1972**).

En hiver, les houles sont de direction W-NW (300°) et en été, elles sont de direction NNE (20° - 40°) (**Benzohra, 1993**).

Au contact des irrégularités du fond, les houles donnent lieu à des rouleaux qui provoquent la mise en suspension des particules favorisent leur déplacement.

Le sens et l'intensité de ce courant sont fonction de l'amplitude de l'incidence de la houle par rapport à la cote de la topographie de la plage sous-marine et de la granulométrie des sédiments (**Millot, 1989**).

➤ **Température de l'eau des eaux superficielles**

La température de l'eau superficielle est liée étroitement à la température atmosphérique et varie en fonction des saisons. La Méditerranée est relativement chaude selon Berenger(1955) au dessus des 400 m à partir de ce niveau de profondeur la méditerranée est un véritable réservoir de chaleur (**Paynexy, 1994**).

Au printemps elle atteint 17 à 18 °C au mois de mai. En été elle se situe entre 25 et 26 °C

En aout. L'automne est précisément en novembre la température de l'eau de mer retombe aux alentours des 18 et 19°C. En hiver elle se situe autour de 14 °C.

III)- Présentation du littoral de Mostaganem

III-1)- Situation et limites

La wilaya de Mostaganem est située à l'Ouest du territoire Algérien et couvre une superficie de 2269 Km². Ayant une façade maritime s'étendant sur 150 Km, elle est limitée : au par la mer méditerranée ; à l'Ouest par les wilayas d'Oran et de Mascara ; à l'Est par la wilaya de Chlef et au Sud par la wilaya de Relizane(**ANDI, 2010**). Le climat de la wilaya se caractérise par un climat semi aride à hiver tempéré et une pluviométrie qui varie entre 350 mm sur le plateau et 400 mm sur les piémonts du Dahra (**Kies&Taibi, 2011**), et une température moyenne de 18°C près de la côte et de 24°C à l'intérieur. Le sirocco souffle dans les diverses zones entre 10 et 25 jours pendant les mois de Mai à Octobre (**Lahouel, 2014**). Sur le plan hydrographique deux régions s'opposent la région « Est » traversée par un réseau plus ou

moins dense qui se diverse en totalité dans la mer et la région « Ouest » qui n'a aucun cours d'eau de quelque importance que ce soit en dehors de l'oued Chélif et les quelques oueds concentrés dans sa rive occidentale (Lahouel, 2014).

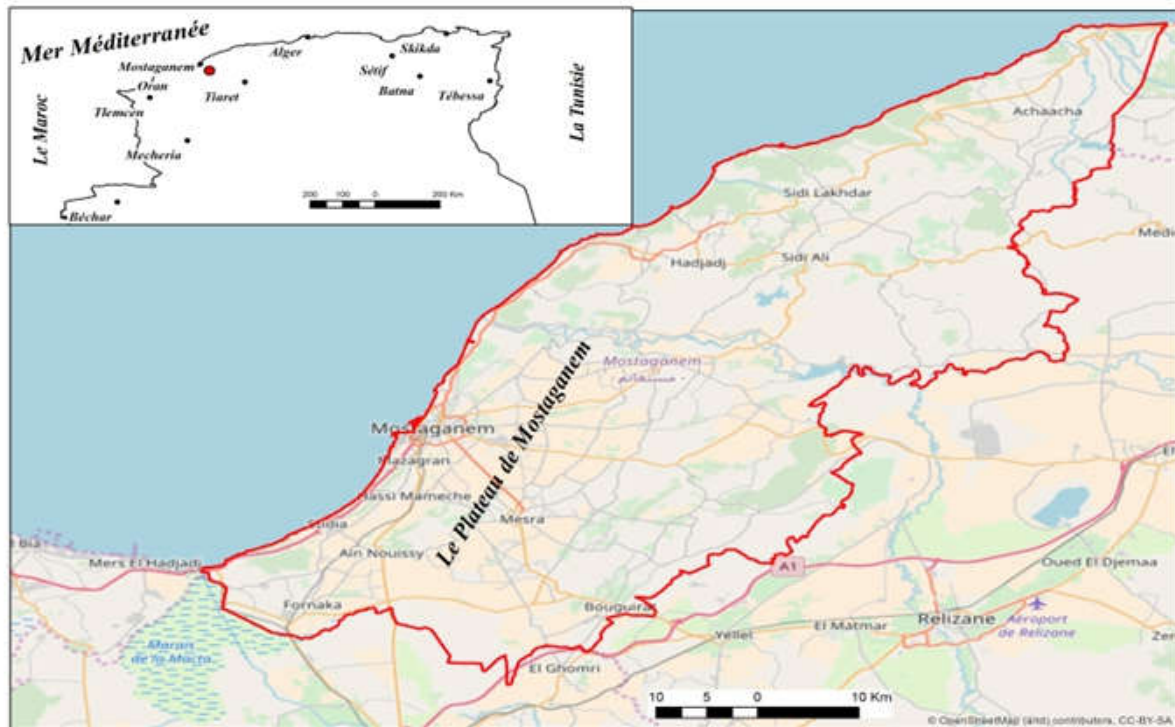


Photo 05 :CARTE Du littoral de Mostaganem de Mostaganem (Bellal, 2015).

VI)- Présentation de la zone d'étude

VI-1)- La côte de Mostaganem

La wilaya de Mostaganem compte un nombre de 746.500 Habitants et est touchée par la concentration des activités économiques à savoir l'agriculture, le tourisme ainsi que les unités industrielles polluantes. Il ya lieu de signaler que 45% de population totale de la wilaya se concentrent au niveau de la frange littorale qui représente moins de 29% de la superficie totale (Fig. 02) (Kies&Kerfouf, 2014).

IV-1-1)- Plage de Stidia

Stidia se situe à 20 km à l'ouest de Mostaganem sur la route d'Oran entre cap Carbone d'Oran et cap de salamandre (Fig.14), de superficie de 55 km².

Les coordonnées géographiques sont 35°49'56" N et 0°0'54" W en DMS (degrés, minutes, secondes) ou 35.8322 et -0.015 (en degrés décimaux). (Figure, 04).

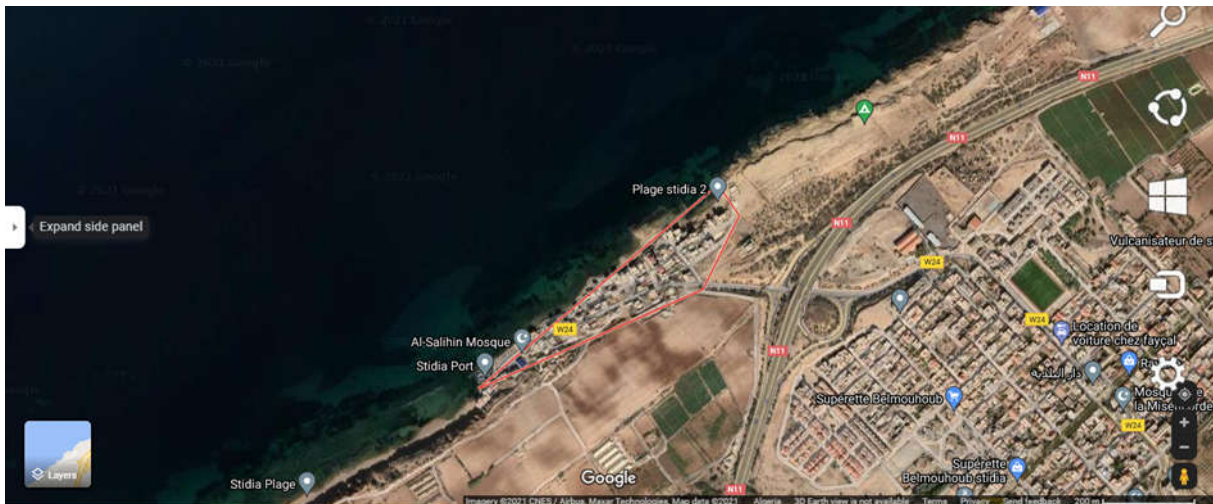


Photo06 : carte géographique de la zone de stidia (Google maps 2021)

La plage de Stidia est caractérisée par un substrat rocheux avec fond sableux. Ainsi, ce site avec sa baie de carte postale et par son Méridien de Greenwich est une richesse en diversité faunistique et floristique mais aussi c'est un lieu idéal pour les amateurs de la pêche et la plongée sous-marine. De plus ce site connaît des projets aquacoles comme la ferme conchylicole, par deux stations d'une distance de 550 m entre elles, et qui produisent plus de 150 Tonnes de moules.

La zone de Stidia se voit être un site de plusieurs recherches de différents auteurs (**Mezali, 2007 ; Boudjra et al., 2010 ; Belbachir, 2012; Bouaziz , 2012 ; Oulhiz , 2012 ; Karfouf et al.,2015**).



PHOTO07 : DE PLAGES DE STIDIA

Plusieurs effets ont une influence sur la plage de stidia, l'urbanisation par le non respect de la distance réglementaire du littorale (100m) et Selon **Karfoufet al. (2015)**, la décharge des eaux urbaines de la population indigène qui vive sur la cote de la plage est rejetée directement dans la mer.

IV-1-2)- Salamandre

Situé au Nord-ouest de Mostaganem ($35^{\circ}54.80'N$ et $0^{\circ} 3.20'E$) en face du complexe sonique où se déversent les rejets d'eau usées industrielles et urbaines. La crique de Salamandre est une plage qui a l'apparence d'un golf qui s'ouvre vers le nord, sa partie arrière est limitée par une falaise qui est constituée par des différentes roches. La partie ouest de la crique est formé par des paléo-dune situé à environ 500 mètres à l'ouest de la crique. La zone Est de la crique est formé de rochers, Blok et tuf. (Fig.)

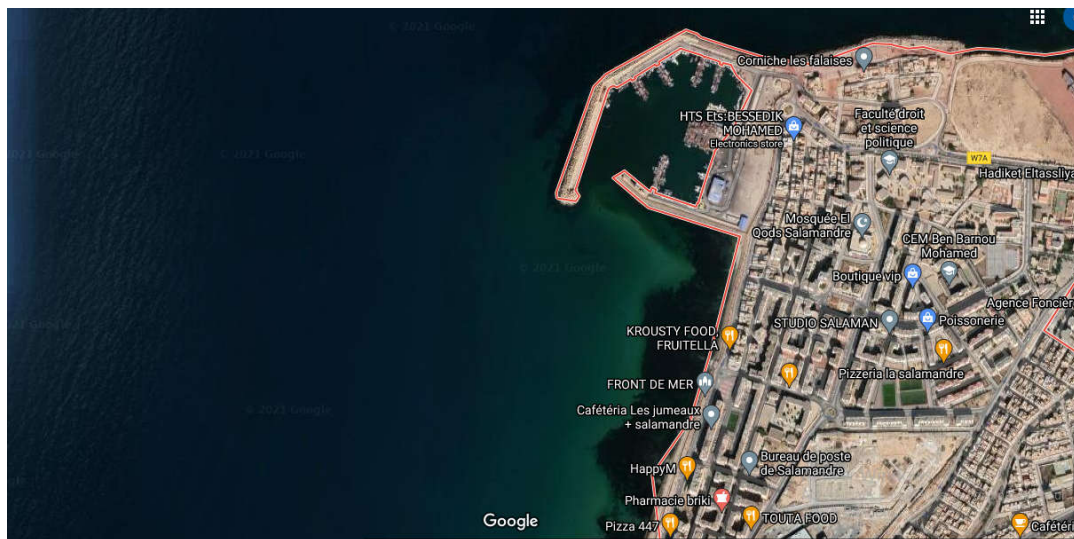


Photo08 : carte géographique de la zone de Salamandre (Google maps 2021)



Photo 09 : la zone du porte du salamandre Mostaganem 2021



photo 10 : La plage du salamandre Mostaganem 2021

Chapitre 3
Matériel et méthodes

1)- Objectif de l'étude

L'objectif de notre travail, est de déterminer la qualité mycologique de l'eau de mer de trois sites du littoral mostaganémois, et d'enrichir d'avantage notre étude par l'analyse de certains paramètres physico-chimiques tels que la température, le pH et la DCO et de chercher leur influence sur le développement des espèces fongiques.

2)- Echantillonnage

L'étude expérimentale consiste à effectuer des analyses physico-chimiques et mycologiques de l'eau de mer. Pour ce faire, 12 prélèvements d'eau ont été réalisés sur trois sites : Plage Stidia, plage Salamandre et le port de Salamandre pendant une durée de deux mois (Avril 2021 et juin 2021). Sur chaque site deux prélèvements ont été recueillis, l'un à la surface de l'eau et l'autre à 15 cm de profondeur.

3)- Matériels de prélèvement et de laboratoire

Tout le matériel utilisé pour la réalisation de notre étude est mentionné sur le tableau n°01.

Tableau n°01 : Matériels de prélèvement et d'analyses microbiologiques et physico-chimiques utilisés.

Matériel de prélèvement	Matériel de laboratoire
<ul style="list-style-type: none">➤ Une glacière➤ Des flacons de 250 ml➤ Becs à gaz de Bunsen ou flambeur➤ Alcool 90°➤ Papier collant, pour identifier les flacons	<ul style="list-style-type: none">➤ Balance de précision➤ Thermomètre➤ pH- mètre➤ Autoclave➤ Matériel d'incubation➤ Milieux de culture et réactifs➤ Verrerie (Burette de 10 ml, Erlenmeyers de 150 ou 200 ml, pipettes jaugées de 10 ml, pipette jaugée de 25

ml) et autres instruments stériles.

- Microscope optique
- Ciseaux
- Ruban adhésif;
- Gants stériles jetables
- Pipettes pasteur
- Boites de pétri
- Plaque chauffante

4)- Méthodologie

4-1)- Méthode de prélèvement de l'eau

Les échantillons d'eau de mer ont été prélevés dans des flacons propres de 250 ml, pour les analyses physico-chimiques, alors que pour les analyses microbiologiques, les flacons utilisés ont été d'abord, lavés, séchés, bouchés au coton cardé et stérilisés à 120° pendant 20 mn avant leur remplissage. L'ensemble des échantillons a été étiqueté en déterminant le point de prélèvement, la date et l'heure, puis transporté dans une glacière à une température maintenue entre 1 et 4°C. Le traitement au laboratoire se fait le plus tôt possible.

4-2)- Techniques de mesure des paramètres physico-chimiques

Dans ce travail, trois paramètres physico-chimiques ont été mesurés : La température, le pH et la DCO. Pour la température et le pH, les mesures ont été prises in situ, alors que les analyses pour le paramètre DCO ont été réalisées au laboratoire de chimie, Faculté des Sciences Exactes, Université de Mostaganem.

4-2-1)- Mesure de température

La mesure de la température de l'eau s'effectue à l'aide d'un thermomètre :

- 1)- Introduire la sonde à thermomètre dans l'échantillon d'eau à analyser ;
- 2)- Attendre la stabilisation de l'appareil, et on lit directement la température exprimée en degré Celsius (°C) affiché sur le cadran du thermomètre (**Kassim, 2005**).

4-2-2)- Mesure du pH

La mesure de potentiel hydrogène se fait par un pH-mètre selon les étapes suivants :

- 1)- Allumer et calibrer le pH-mètre avec les solutions tampons (pH=4, pH=7 et de pH=10),
- 2)- Rincer l'électrode en verre avec l'eau à analyser et la tremper dans un bêcher de 100 ml rempli d'eau de mer à analyser.
- 3)- Laisser stabiliser un moment avec une faible vitesse d'agitation et éviter les bulles d'air pour ne pas fausser le résultat.
- 4)- Noter la valeur de pH affichée sur l'écran.
- 5)- Pour la maintenance de l'électrode, rincer le, après chaque mesure avec de l'eau ultra pure.

4-2-3)- Mesure de la Demande Chimique en Oxygène (DCO)

4-2-3-1)- Principe de la méthode

La DCO (Demande Chimique en Oxygène) est la quantité d'oxygène consommée par les matières organiques existantes dans les eaux naturelles ou résiduaires, dans des conditions opératoires définies. Ce paramètre offre une représentation plus ou moins complète des matières oxydables présentes dans l'échantillon. Les matières seront oxydées par un excès de bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$), en milieu acide (H_2SO_4), et à ébullition, en présence de sulfate d'argent (Ag_2SO_4) catalyseur pour faciliter l'oxydation de certains composés aliphatiques) et de sulfate de mercure ($HgSO_4$) (agent complexant des chlorures empêchant leur oxydation en Cl_2 gazeux par le bichromate). Un dosage de l'excès de bichromate de potassium par une solution titrée de sulfate de fer et d'ammonium ($FeSO_2 (NH_4)_2SO_4 \cdot 7H_2O$) (**Revel, 2003**), sachant que la concentration de la solution de Fe(II) n'étant pas stable (oxydation à l'air), il est indispensable de déterminer le titre de la solution avant chaque dosage. La mesure de DCO doit être faite simultanément sur les échantillons et sur l'eau pure qui est utilisée pour faire les différentes dilutions. Cette mesure constitue ce que l'on appelle un 'blanc'. Un essai à blanc sera réaliser et, où l'eau à analyser sera remplacée par de l'eau distillée (**Monser et al., 2004**).

4-2-3-1)- Mode opératoire

Cinq (05) ml de la solution de bichromate de potassium (0,24 N) (solution 2 voir Annexe) sont additionnés à 10 ml d'échantillon d'eau de mer à analyser. Le mélange est homogénéisé soigneusement puis mélangé à 15 ml d'acide sulfurique/sulfate d'argent (solution1 : Annexe) en refroidissant avec précaution sous l'eau courante pour éviter toute perte de substances organiques volatiles. Puis la solution est soumise à une ébullition avec reflux pendant 2 heures sur une plaque chauffante. Après refroidissement, le volume de l'échantillon est complété à 75 ml avec de l'eau distillée ensuite titrée avec le sulfate de fer (II) et d'ammonium (solution 3 : Annexe) en présence d'une ou deux gouttes de la solution ferroïne indicateur. La fin du dosage est détectée par le virement de la couleur verte au rouge violacé. La réaction de dosage (oxydoréduction) est la suivante :



Un essai à blanc est réalisé en remplaçant l'échantillon d'eau de mer par 10 ml d'eau distillée, S'il faut n ml de solution titrante pour doser le bichromate excédentaire avec l'échantillon et N ml dans le cas de l'essai à blanc, le résultat sera :

$$\text{DCO} = 20 (N - n) \text{ mg/L d'O}_2.$$



Figure 14: Mesure de la DCO.

4-3)- Techniques d'analyses mycologiques

Les analyses mycologiques ont été effectuées dans le laboratoire de Microbiologie 2, de la Faculté SNV, Université de Mostaganem.

4-3-1)- Culture et isolement des micromycètes

La technique et le milieu de culture mis en œuvre pour isoler les champignons sont classiques. Le milieu de culture retenu est la gélose Sabouraud (Annexe 1). Ce dernier a été stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 20 min. La prolifération des bactéries dans les cultures est inhibée par l'addition de chloramphénicol au milieu à raison de 50 mg /L ; Le milieu de culture est coulé dans des boîtes de pétri de 20 cm de Ø (préalablement stérilisées pendant 2 h à 200 °C). (Botton *et al.* 1990).



Figure 15: Gélose Sabouraud préparée au laboratoire.

4-3-2)- Ensemencement et incubation

Les échantillons d'eau de mer à analyser sont d'abord homogénéisés par agitation, ensuite un volume de 3ml est incorporé dans des boîtes pétri de 20 cm de Ø remplies à moitié de gélose Sabouraud-Chloramphénicol (Matallah- Boutiba, 2009). Ensuite on étale le volume introduit sur la surface de la gélose grâce à la pipette pasteur incurvée, on ferme la boîte de Pétri rapidement pour éviter toute contamination extérieure ;

Après l'ensemencement, les boîtes de pétri sont mises en culture à une température de 27°C, (qui est une température optimale de croissance pour un grand nombre de champignons) jusqu'à l'envahissement total de la surface de la gélose (8 jours).



Figure 16: Ensemencement des boîtes de pétri.

4-3-3)- Repiquage

Dès leur apparition, les colonies fongiques d'aspect macroscopique différent ont été isolées et repiquées sur des boîtes de pétri de 9 cm de Ø contenant le même milieu de culture «Sabouraud-Chloramphénicol). L'incubation se fait à 27°C jusqu'à l'envahissement total de la surface de la gélose. Les souches pures obtenues sont identifiées.



Figure 17: Incubation des boîtes de pétri.

4-3-4)- Identification

L'identification des champignons repose sur des critères macroscopiques et microscopiques. Les critères macroscopiques reposent sur l'observation des colonies et de leur couleur recto et verso, leur taille, leur relief, leur aspect (filamenteux, collant), leur transparence (opaque, translucide), l'allure des contours et la pigmentation. Les critères microscopiques sont fondés sur l'aspect morphologique des différentes structures des champignons : le type de thalle (septé ou non), la couleur des hyphes (foncées ou claires), la forme des spores, l'origine des spores (endogène ou exogène), la forme des têtes (en forme de pinceau, aspergillaire) (**Chabasse *et al.*, 2002**).

4-3-4- 1)- Observation macroscopique des colonies à l'œil nu.

On procède à une observation macroscopique à l'œil nu des caractéristiques morphologiques des colonies fongiques (couleur et aspect) ainsi qu'à une lecture au binoculaire pour identifier la structure de ces colonies (rugueuses, lisses, etc.). Tout ce travail s'effectue dans des conditions d'asepsie rigoureuses.

4-3-4- 2)- Observation microscopique des colonies

Après une lecture macroscopique des colonies, on passe à une lecture microscopique en utilisant le colorant (bleu de méthylène et le rouge Congo), pour identifier les genres fongiques (couleur des hyphes, aspect des columelles, morphologie des conidiophores et celle des spores) et cela à différents grossissements (**X40 et X100**).

Un petit morceau de papier adhésif transparent est accroché sur la pointe d'une pince. Sa face adhésive est déposée sur la surface de la colonie fongique en culture en boîte de Pétri. Ce contact permet de prélever du mycélium et des spores. La face adhésive du papier est ensuite appliquée sur une lame. Pour augmenter le contraste, une goutte de colorant du rouge Congo ou du bleu de méthylène a été déposée sur la lame juste avant d'y accoler le papier adhésif (**Sallenave, 1999**).

Les structures de fructification : la présence ou l'absence, au centre de la colonie, des structures de fructification sexuée (cléistothèces) ou asexuée (pycnides) est aussi un élément important de diagnose (**Botton *et al.*, 1990**).



Figure 18: Identification microscopique des souches fongiques.

4-3-4- 3)- Clés de détermination

Nous avons appliqué dans cette étude qualitative et quantitative la clé d'identification utilisée par **Chabasse, Bouchara, De Gentile, Brun, Cimon et Penn (2002)**.

Cette méthode usuelle classique est basée sur les caractéristiques morphologiques à l'œil nu au binoculaire, ainsi qu'aux critères micro morphologiques par l'observation microscopique des éléments de micromycètes afin de déceler les aspects spécifiques, pour tels genres ou telles espèces selon les critères suivants :

- La couleur et la structure de la colonie après incubation.
- La forme et la dimension de la colonie.
- La structure des hyphes aériens et végétatifs (cloisonnés ou non) ainsi que les pigmentations présentes.
- La longueur des conidiophores et sporangiophores ainsi que leurs couleurs.
- La forme et l'aspect des sporanges et des conidies ainsi que leurs tailles en microns (grossissement X40 ou X100).
- L'aspect morphologique des phialides en séries de 3, 4 et 5 ainsi que leurs couleurs caractéristiques.
- La forme des columelles, leurs couleurs et leurs longueurs.

Chapitre 4
Résultats et discussion

pI)- Résultats

I-1) Résultats des paramètres physico-chimiques

Les deux tableaux (1) et (2), regroupent les résultats d'analyses physico-chimiques réalisés dans les trois sites pendant les deux mois de prélèvements.

Tableau 2 : Résultats des paramètres physico-chimiques du prélèvement du mois d'Avril des trois sites.

Sites	Stidia		Salamandre		Port de Salamandre	
Profondeur	S	15 cm	S	15 cm	S	15 cm
pH	7,2	6	8	7,5	6,9	6,7
T°C	18,3	17,9	18,8	18,3	18,1	17,7
DCO mg/L d'O ₂	8,75	9,4	9,49	9,54	9,01	10

S : Surface

Tableau 3 : Résultats des paramètres physico-chimiques du prélèvement du mois du Juin des trois sites.

Sites	Stidia		Salamandre		Port de Salamandre	
Profondeur	S	15 cm	S	15 cm	S	15 cm
pH	9	8	7,5	7,8	7,9	8
T°C	22,6	22,1	22,3	22	21,8	21,5
DCO mg/L d'O ₂	9,49	9,56	9,57	10,01	9,50	9,8

D'après les résultats cités dans les deux tableaux ci-dessus, on trouve que la valeur du pH est située entre 6 et 9. Ces valeurs indiquent une eau de mer acide à alcaline. La valeur minimale du pH est prise au niveau de la plage de Stidia à 15 cm de profondeur, en mois d'avril, ce qui présente une eau acide, alors qu'au niveau de la même plage « Stidia », la grande valeur du pH

est indiquée en prélèvement du surface, ce qui montre une eau qui devient alcaline en mois de juin.

En ce qui concerne la température, les valeurs trouvées sont insérées dans un intervalle de 17,7 et 22,6°C. La plus basse température est observée au niveau du Port de Salamandre en mois d'avril à une profondeur de 15 cm, alors que la grande valeur est prise au niveau de la plage de Stidia en surface de l'eau.

Par rapport la Demande Chimique en Oxygène (DCO), de légères fluctuations sont observées. Les valeurs trouvées sont entre 8,75 et 10,1. La faible valeur est calculée en mois d'avril au niveau de la plage de Stidia en surface de l'eau, alors que la valeur maximale est remarquée au niveau de la plage de Salamandre en mois de juin à 15 cm de profondeur.

I-2) Résultats des analyses mycologiques

I-2-1)- Répartition fongique globale

L'isolement et l'identification des champignons à partir des échantillons d'eau de mer prélevés des trois sites « Stidia, Salamandre, Port de Salamandre) situés dans le littoral Mostaganémois pendant les deux mois d'échantillonnage, ont permis de répertorier un total de **329 souches** réparties en dix genres de champignons filamenteux et d'autres genres de levures.

Les champignons isolés sont les suivants :

Penicillium spp.(28,56 %), *Aspergillus spp.*(11,54 %), *Rhizomucor sp.*(10,63 %), levures (10,63 %), *Fusarium moniliforme*(8,51 %), *Trichothecium sp.*(7,90 %), *Peacilomyces sp.*(7,59 %), *Scopulariopsis brevicaulis* (7,59 %), *Trichoderma. sp.*(3,03 %), *Sphaerosporium sp.*(2,12 %) et *Mucor sp.* (1,82 %) (Tableau 4).

Tableau 4 : Répartition fongique globale dans les trois sites de prélèvement

Les espèces fongiques	Sites de prélèvement		Salamandre				Port de Salamandre				Stidia			
	%	Total	Avril		Juin		Avril		Juin		Avril		Juin	
			S	15 cm	S	15 cm	S	15 cm	S	15 cm	S	15 cm	S	15 cm
<i>Trichodermsp.</i>	3,03	10	0	0	0	0	0	0	8	1	0	1	0	0
<i>Penicillium spp.</i>	28,56	94	0	9	30	0	14	19	0	0	1	4	15	2
<i>Aspergilluspp.</i>	11,54	38	0	0	12	3	2	8	0	8	0	0	3	2
<i>Rhizomucorsp.</i>	10,63	35	28	0	3	0	0	0	2	0	0	0	1	1
<i>Trichotheciumsp.</i>	7,90	26	0	0	10	7	0	0	3	4	0	0	2	0
<i>Sphaerosporium sp.</i>	2,12	7	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	3	2
<i>Peacilomycessp.</i>	7,59	25	0	0	11	0	0	0	0	14	0	0	0	0
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	7,59	25	0	11	0	0	0	0	0	0	12	2	0	0
<i>Fusarium moniliforme</i>	8,51	28	0	28	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mucor sp.</i>	1,82	6	0	4	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
Levures	10,63	35	0	9	2	7	8	0	0	0	0	0	8	1
Total	100	329	28	61	68	18	26	27	13	28	13	7	32	8

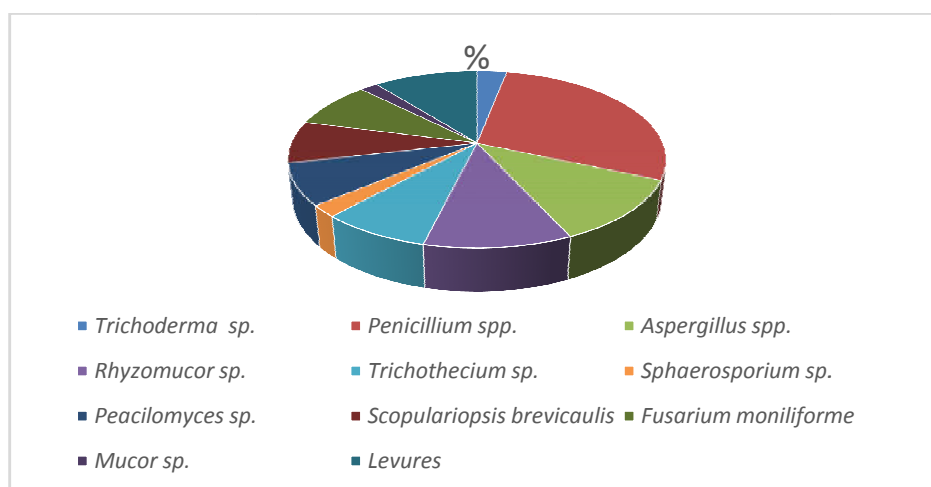








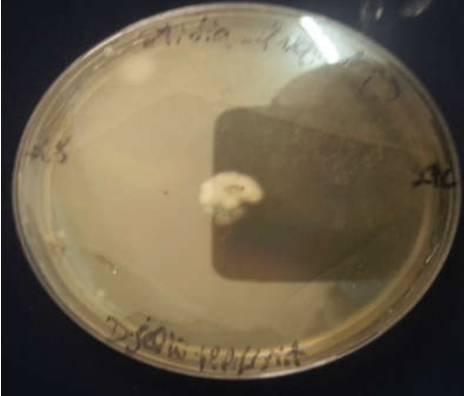


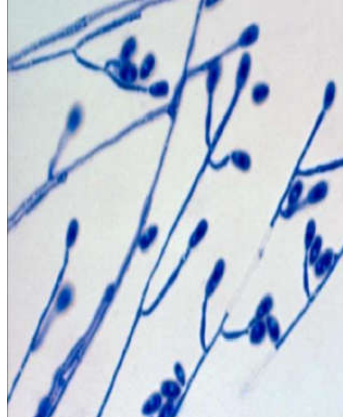




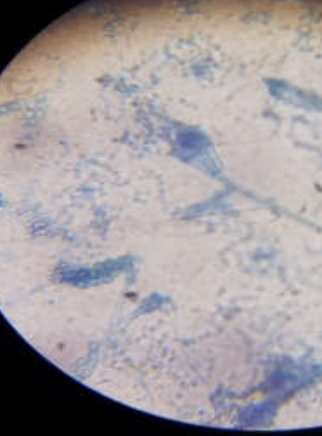

Figure 19: Répartition fongique globale.

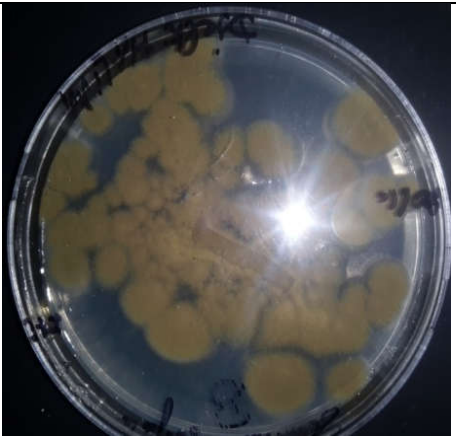


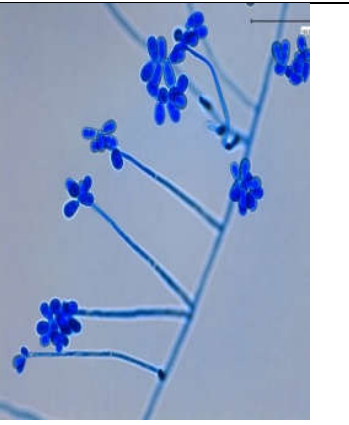

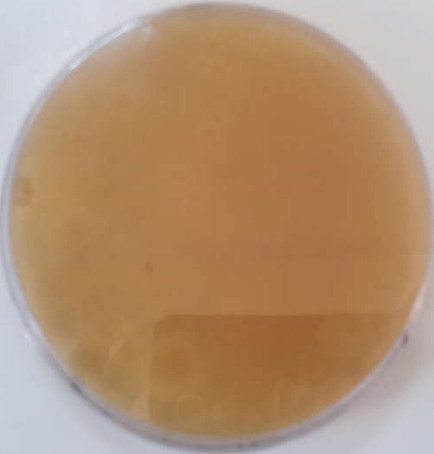

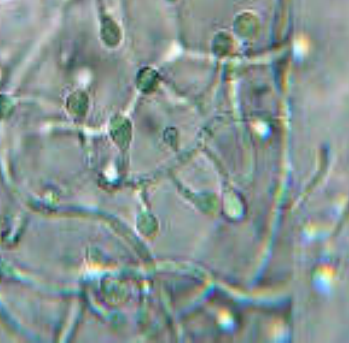
Tableau 5 : Descriptions macroscopiques et microscopiques des espèces fongiques isolées



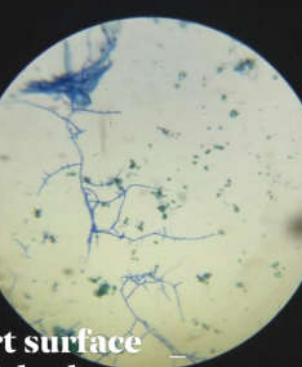

Espèces	Etude macroscopique		Etude microscopique		
	Recto	Verso	Description	Observation	Images références
<i>Rhizomucor sp.</i>			<ul style="list-style-type: none"> • Filaments mycéliens larges, irréguliers, peu ou non septés, ramifications à angle droit • Rares rhizoïdes, courts, sporocystophores ramifiés en sympode • Columelle globuleuse à piriforme • Absence d'apophyse • Sporocystes globuleux recouverts de petits épines • Spores globuleuses unicellulaires de petite taille (<i>Dr Microbe, 2021</i>) 	 GRx100	 Moulds et al.,1986

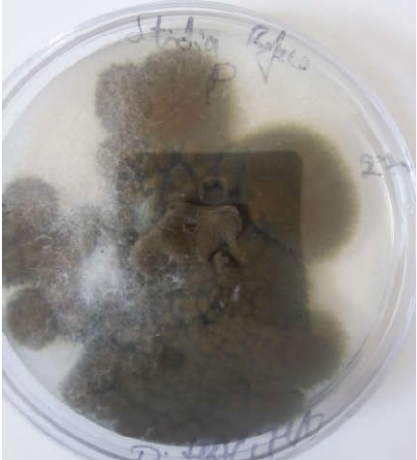
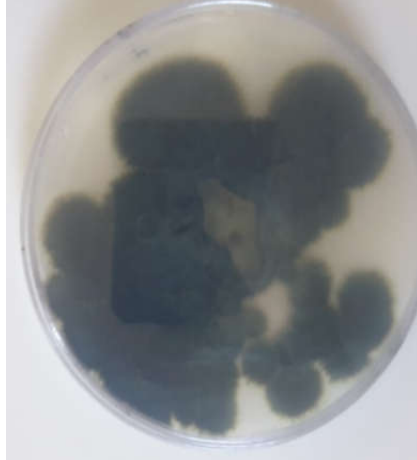
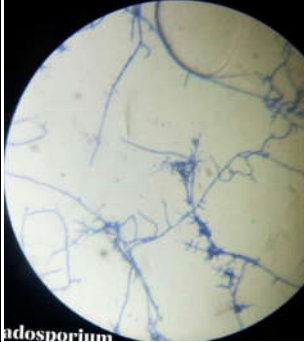

<p><i>Scopulariopsis brevicaulis</i></p>			<ul style="list-style-type: none"> • Filaments mycéliens : larges • Conidiogénèse : type blastique annellosporé • Cellules conidiogènes = annellides : • Forme cylindrique : partie basale renflée, partie apicale annelée • Isolées ou groupées sur 2 à 3 courts conidiophores (aspect ramifié) <p>Conidies = annellospores :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Unicellulaires, Rugueuses • Forme : globuleuse à base large tronquée (forme de montgolfière) • Disposition : en chaînes <p>Bainier (1907)</p>		
			<p>GRx400</p>	<p>Bainier, 1907</p>	


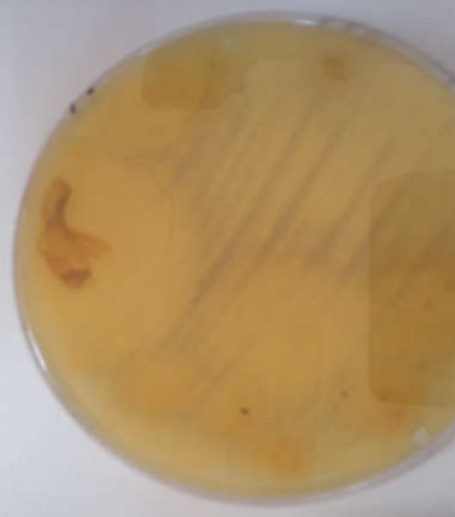


<p><i>Scedosporium</i> sp.</p>			<ul style="list-style-type: none"> • Filaments mycéliens : fins, septés • Reproduction asexuée : • Conidiogénèse de type thallic solitaire : grandes aleuriesovoïdes unicellulaires terminales ou latérales, hyalines à brun foncé, portées par des conidiophores courts • Conidiogénèse de type blastique annelidique = stade graphium : • Conidiophores disposées parallèlement en corémie • Anellides terminales : production de spores unicellulaires, hyalines et cylindriques • Reproduction sexuée : Sur cultures de 2 à 3 semaines • Stade Pseudoallescheria : cléistothèces globuleux (140-180µm) contenant de nombreux asques renfermant chacun 8 ascospores brunes <p>Castellani et Chalmes, 1919</p>			<p>GR ×400</p>	<p>Bertrand, 2009</p>
--------------------------------	---	--	---	---	---	-----------------------	------------------------------




<p><i>Penicillium glabrum</i></p>			<ul style="list-style-type: none"> • Structure en forme de pinceau • Filaments mycéliens : fins, septés, à bords parallèles • Conidiogénèse : type blastique phialidique • Conidiophores : fins, simples ou ramifiés • Phialides : Forme de bouteille (extrémité effilée) • Disposition : en verticille au sommet du conidiophore • Conidies : unicellulaires • Forme : globuleuse ou ovale • Disposition : en chaînes basipètes <p style="text-align: right;">Wehmer, 1911</p>			<p style="text-align: center;">GR ×400</p>	<p style="text-align: center;">Link, 1809</p>
-----------------------------------	---	--	--	---	---	---	--





<p><i>Trichothecium</i> sp.</p>			<p>Les colonies sont décrites comme étant plates, ressemblant à du daim à poudreuses, qui commencent par être blanches mais développent rapidement une couleur rose clair à pêche qui peut atteindre une couleur saumon plus foncée lors d'une incubation continue.</p> <p>Retrieved <i>et al.</i>, 2021</p>	 <p>GR×100</p>	 <p>Link, 1809</p>
<p><i>Chorysoporium</i> sp.</p>			<ul style="list-style-type: none"> • Filaments mycéliens : fins, septés • Conidiogénèse : type thalique solitaire • Conidies ou aleuries : unicellulaires, lisses • Aleuries intercalaires : forme de tonneau Aleuries terminales : forme d'ampoule avec une base large tronquée 	 <p>GR ×100</p>	 <p>Arambarri and Cabello, 1996</p>




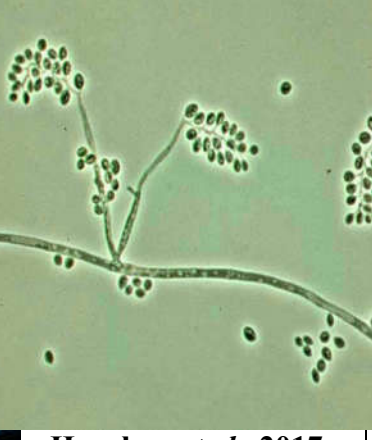



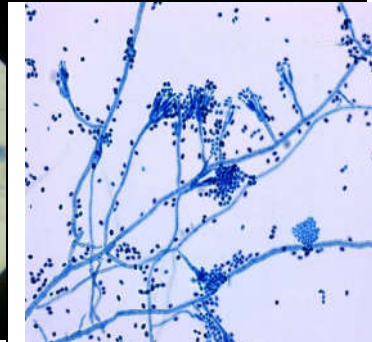
<p><i>Trichoderma sp.</i></p>			<p>Sur des hyphes septés hyalins apparaissent des petits conidiophores bien différenciés simples ou ramifiés. Ils portent des phialides, également de petite taille, en forme de queue. Renflées à leur base, les phialides sont fixées à angle droit sur les conidiophores. Les conidies, lisses ou échinulées, globuleuses, mesurent de 2,5 à 3 µm de diamètre. Elles se rassemblent en amas au sommet des phialides, et forment ainsi des « fausses têtes ».</p> <p style="text-align: center;">Persoon, 1801</p>			<p>GR ×100</p>	<p>Tanawan <i>et al.</i>, 2010</p>
-------------------------------	---	--	---	---	---	-----------------------	---

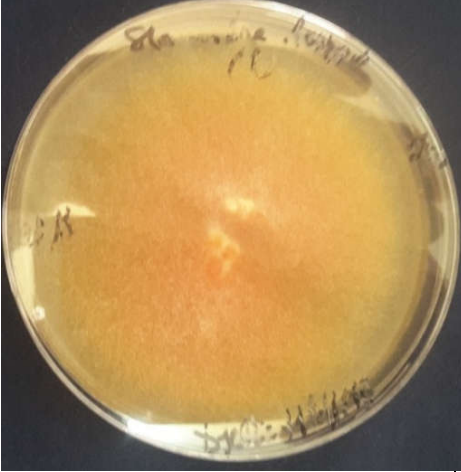






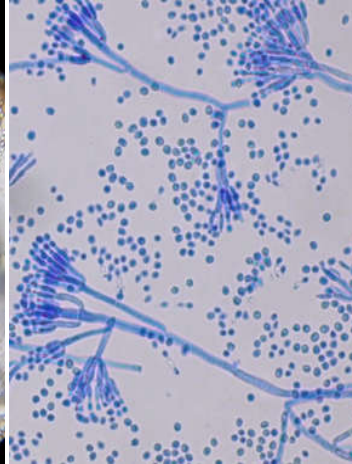
<p><i>Cladosporium aerium</i></p>			<p>Blastospores uni ou pluricellulaire disposée en chaines acropètes; certaines spores présentent des renforcement ou libérationq.</p> <p>Link, 1815</p>		
				<p>GR ×100</p>	<p>Link, 1815</p>




<i>Mucor sp.</i>			<ul style="list-style-type: none"> • Filaments mycéliens larges, irréguliers, peu ou non septés, ramifications à angle droit • Absence de rhizoïdes • Sporocystophores ramifiés en sympode • Columelle ovoïde sans apophyse • Léger rétrécissement du sporocystophore sous la columelle • Sporocystes globuleux : contiennent les spores • Spores rondes ou elliptiques • Collerette sous la columelle présente après rupture du sporocyste et libération des spores • Observation possible de chlamydo-spores en chaînes <p>Micheli ex Fries, 1832</p>			<p>GR×400</p>	<p>Hoog <i>et al.</i>, 2015</p>
------------------	---	--	---	---	---	----------------------	--

levures		<ul style="list-style-type: none"> • Une levure est un micro-organisme eucaryote unicellulaire qui appartient au domaine des champignons. La levure définit une catégorie de champignons Ascomycètes unicellulaires (mycéliums et pseudomycéliums). • Chaque levure est un champignon microscopique constitué de cellules ovales uniques qui se reproduisent par bourgeonnement. <p><i>Beldgeudj, 2001.</i></p>		
			<p>GR ×100</p>	<p><i>M.Rezki BEKI, 2014</i></p>

<p><i>Aspergillus niger</i></p>			<ul style="list-style-type: none"> • Filaments mycéliens : larges, septés, réguliers • Conidiogénèse : type blastique phialidique • Têtes aspergillaires radiées bisériées • Conidiophores : Très longs Incolores, parfois bruns dans leur partie supérieure • Grosses vésicules globuleuses • Phialides : insérées sur la vésicule via des métules • Conidies: grosses, globuleuses, échinulées • Couleur : brun noir <p style="text-align: right;">Van Tieghem, 1867</p>	 <p style="text-align: center;">GR ×100</p>	 <p style="text-align: center;">Van Tieghem, 1867</p>
---------------------------------	---	--	---	--	---

<p><i>Beauveria</i> sp.</p>			<p>Conidies unicellulaires disposées en grappes au sommet de cellules conidiogènes à croissance sympodiale, solitaires ou disposées en bouquets denses sur les filaments végétatifs</p> <p>Vuillemiu, 1912</p>	 <p>GR ×100</p>	 <p>Haochen et al., 2017</p>
<p><i>Paecilomyces</i> sp.</p>			<p>Conidies ovalaires ou fusiformes disposées en chaînes et produites par des phialides groupées en pinceaux. Ces phialides sont caractérisées par une extrémité effilée.</p> <p>M.Bridge, 2005</p>	 <p>GR ×100</p>	 <p>Yuri, 2012</p>

<i>Fusarium moniliforme</i>			<p>Microconidies ovoïdes disposées en pseudo-têtes ou constituant de longues chaînes ausommet de monophialides longues et fines.</p> <p>Sheldon, 1904</p>	 <p>GR ×400</p>	 <p>Link, 1809</p>
<i>Penicillium sp.</i>			<p>Les hyphes septés, hyalins, portent des conidiophores simples ou ramifiés, parfoisregroupés en buisson ou corémie. Les phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. Les phialides sont serrées les unes contre les autres,l'ensemble donne une image de pinceau (ou pénicille). Les phialides donnent naissance à des spores unicellulaires disposées en chaînes (chaînesbasipètes, non ramifiées).</p> <p>Link, 1809</p>	 <p>GR×400</p>	 <p>Pitt, 1992</p>

<p><i>Rhizopus sp.</i></p>		<p>Filaments larges non ou peu septés</p> <p>Stolons, rhizoïdes et sporocystophores sont bien différenciés. Ces 3 éléments naissent d'une même origine : le nœud.</p> <p>Les sporocystes sont lobuleux avec une columelle lobuleuse ou cylindrique et une apophyse courte et anguleuse. Après rupture du sporocyste, la columelle s'affaisse sur le sporocystophore (aspect en parapluie).</p> <ul style="list-style-type: none"> • Les spores sont ovoïdes • Des chlamydo-spores peuvent être présentes, isolées ou disposées en chaînes <p>Ehrenberg, 1820</p>	 <p>GR×400</p>	 <p>Corda, 1820</p>
----------------------------	--	---	--	---

I-2-2)- Répartition en fonction des sites de prélèvement

I-2-2-1)- Plage de Salamandre

Tableau 6 : Répartition fongique dans le site de Salamandre

Les espèces fongiques	Sites de prélèvement		Salamandre			
	%	Total	Avril		Juin	
			S	15 cm	S	15 cm
<i>Penicillium sp.</i>	22,28	39	0	9	30	0
<i>Aspergillus spp.</i>	8,57	15	0	0	12	3
<i>Rhizomucor sp.</i>	17,71	31	28	0	3	0
<i>Trichothecium sp.</i>	9,71	17	0	0	10	7
<i>Sphaerosporium sp.</i>	0,57	1	0	0	0	1
<i>Peacilomyces sp.</i>	6,28	11	0	0	11	0
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	6,28	11	0	11	0	0
<i>Fusarium moniliforme</i>	16	28	0	28	0	0
<i>Mucor sp.</i>	2,28	4	0	4	0	0
Levures	10,28	18	0	9	2	7
Total	100	175	28	61	68	18

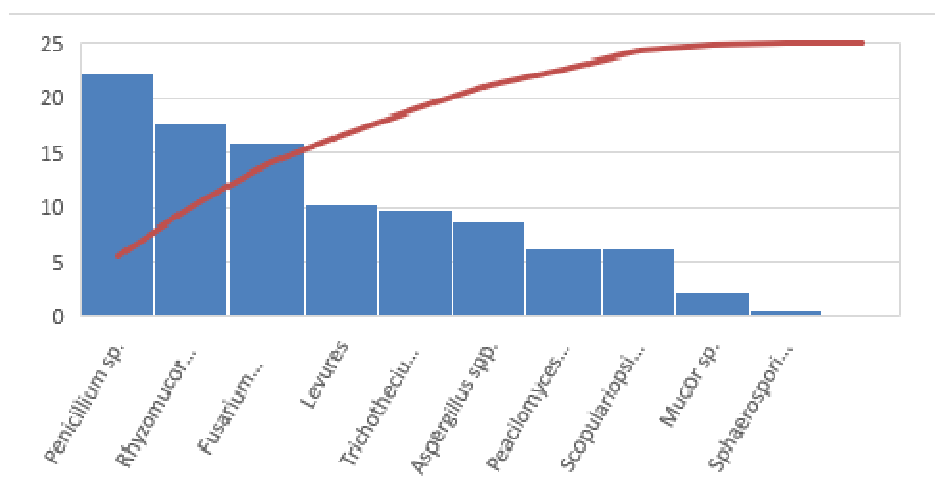


Figure 20: Répartition des espèces fongique dans le site de Salamandre.

I-2-2-2)- - Port de Salamandre

Tableau 7 : Répartition fongique dans le port de Salamandre.

Les espèces fongiques	Sites de prélèvement		Porte de Salamandre			
	%	Total	Avril		Juin	
			S	15 cm	S	15 cm
<i>Trichoderma</i> sp.	09,57	09	0	0	8	1
<i>Penicillium</i> spp.	35,10	33	14	19	0	0
<i>Aspergillus</i> spp.	19,14	18	2	8	0	8
<i>Rhizomucor</i> sp.	2,12	2	0	0	2	0
<i>Trichothecium</i> sp.	7,44	7	0	0	3	4
<i>Sphaerosporium</i> sp.	1,06	1	0	0	0	1
<i>Peacilomyces</i> sp.	14,89	14	0	0	0	14
<i>Mucor</i> sp.	2,12	2	2	0	0	0
Levures	8,51	8	8	0	0	0
Total	100	94	26	27	13	28

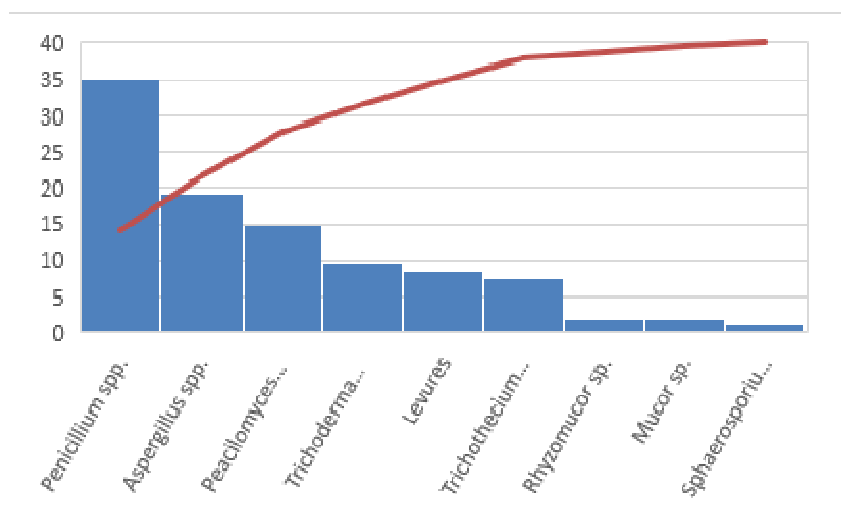


Figure 21: Répartition des espèces fongique dans le site de Port de Salamandre.

I-2-2-3)- Plage de Stidia

Tableau 8 : Répartition globale dans le site de Stidia.

Les espèces fongiques	Sites de prélèvement		Stidia			
	%	Total	Avril		Juin	
			S	15 cm	S	15 cm
<i>Trichodermsp.</i>	1,67	1	0	1	0	0
<i>Penicillium spp.</i>	36,67	22	1	4	15	2
<i>Aspergillus spp.</i>	8,33	5	0	0	3	2
<i>Rhizomucorsp.</i>	3,33	2	0	0	1	1
<i>Trichotheciumsp.</i>	3,33	2	0	0	2	0
<i>Sphaerosporium sp.</i>	8,33	5	0	0	3	2
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	23,33	14	12	2	0	0
Levures	15	9	0	0	8	1
Total	100	60	13	7	32	8

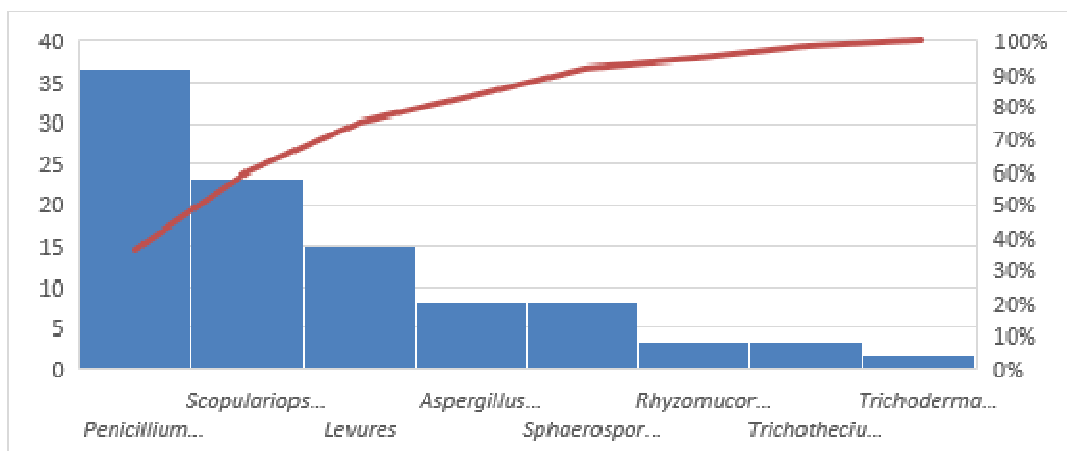


Figure 22: Répartition des espèces fongiques dans la plage de Stidia.

D'après les résultats affichés sur le tableau 5, 6 et 7, on remarque que le plus grand nombre de champignons a été relevé dans les échantillons d'eau de mer recueillis à partir du site de Salamandre avec un nombre de 175 isolats. Dans ce site tous les genres fongiques sont présents à part *Trichoderma* sp. Le port de Salamandre vient en deuxième position par rapport le nombre total des souches fongiques isolées, avec un nombre de 94 souches. Ce site regroupe aussi presque tous les genres fongiques à part le *Fusarium moniliforme* et *Scopulariopsis brevicaulis*. Et en dernière position, vient le site de Stidia qui ne renferme que 60 souches.

Selon le tableau (4) qui rassemble tous les résultats des trois sites étudiés, on constate que le genre *penicillium* est le plus dominant par rapport d'autres genres avec un nombre de 94 isolats suivis par *Aspergillus* spp. avec un nombre de 38 isolats puis *Rhizomucor* sp. et les levures avec 35 isolats. La présence et la dominante du genre *Penicillium*, peut être due au fait que ce genre peut survivre dans des conditions variées de température et de salinité, il constitue donc un genre résistant aux variations des états hostiles du milieu marin.

I-2-3)- Répartition en fonction des mois de prélèvement

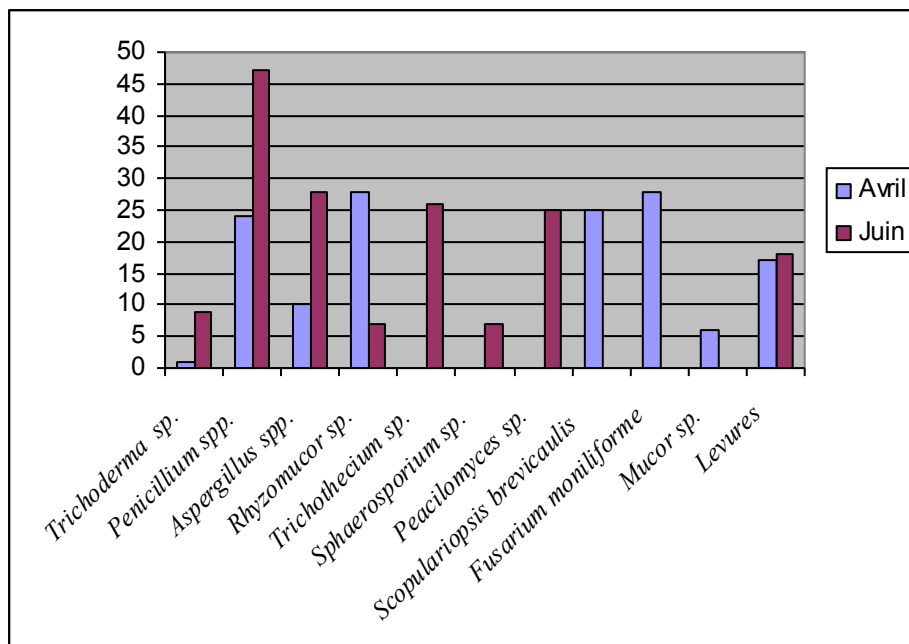


Figure 23: Répartition des espèces fongiques en fonction des mois de prélèvement.

Selon la figure , et en comparant les résultats de la répartition fongique en fonction des mois de prélèvement, on remarque un nombre plus important de champignons pendant le mois de juin par rapport le mois d'avril, et cela pour la majorité des micromycètes isolés.

II)- Discussion

Le nombre total des champignons isolés dans l'eau de mer provenant de trois sites d'échantillonnage « Stidia, Salamandre et Port de Salamandre » du littoral de Mostaganem a été estimé à 329 souches.

De la comparaison des résultats du dénombrement, il ressort que l'eau de mer superficielle est plus chargée en isolats fongiques (180 isolats) que celle du fond à 15 cm de profondeur (149 isolats). La richesse de l'eau de mer superficielle en éléments fongiques s'explique par la proximité de ce dernier au milieu extra-aquatique qui est le pourvoyeur du milieu aquatique en organismes terrestres, vu que les micromycètes identifiés dans notre étude sont tous d'origine tellurique. Ce résultat concorde parfaitement avec l'étude de Bousrhal *et al.* (2009), en analysant les micromycètes d'origine terrestre de la région de Rabat (Maroc).

L'identification des souches isolées s'est ici, a révélé l'abondance du genre *Penicillium* avec un pourcentage de 28, 58%. Mêmes résultats ont été déduits pas d'autres chercheurs, citant Matallah-Boutiba (2009) dans son inventaire sur les espèces fongiques des eaux marines du littoral occident algérien ; Benmessaoud (2010), en étudiant la biodiversité fongique du sable de quatre plages (Beau Séjour, Eden, Les Andalouses et Madagh) du littoral ouest algérien et Tikour (2018) dans son travail sur la biodiversité fongique des eaux marines et de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) élevée dans deux fermes conchylicoles de Ouest algérien Kristel et Stidia.

En ce qui concerne la période de prélèvement, nous avons constaté une plus forte charge en micromycètes pendant le mois du Juin. Durant cette période les températures mesurées étaient dans les alentours de 21,5 et 22,6°C, qui sont des températures adéquates au développement des espèces fongiques alors qu'en Avril les températures étaient plus basses (entre 17,7 et 18,8°C). Nos résultats sont contradictoires avec ceux de Matallah-Boutiba (2009) et Benmessaoud (2010), où le plus grand nombre de champignons a été remarqué en période hivernale. Tikour (2008) a isolé un grand nombre de champignons en mois d'avril. Donc le facteur température apparait comme facteur limitant, et pour confirmer ce constat, une comparaison saisonnière au cours de tous les mois de l'année est nécessaire.

En outre, le mois du juin correspond à l'ouverture des plages aux estivants, ce qui implique un déversement d'une grande quantité de matières organiques qui peuvent être conduits et transportés tout au long de la plage, ce qui peut avoir un impact sur la contamination de l'eau de mer par ces déchets.

Pendant toujours cette période, et en comparant nos résultats par rapport le nombre des champignons isolés dans les différents sites d'échantillonnage, nous remarquons un nombre plus élevé dans le site de Salamandre, où le taux de matière organique est plus élevé, entre (9,57 et 10,1 mg/ L d'O₂). Ce site présente un DCO le plus important par rapport les deux autres sites. Le port de Salamandre vient en deuxième position avec un taux de matières organique de (9,01 et 10 mg/ L d'O₂). La plage de Stidia à un taux de matière organique le plus réduit (9,49 et 9,56 mg/ L d'O₂), de ce fait, elle paraît la plus propre.

La forte contamination fongique de la plage de Salamandre peut être due au complexe sonique qui se situe en face de cette plage, où se déversent les rejets d'eau usées industrielles et urbaines.

En ce qui concerne le pH, les valeurs mesurées dans les échantillons d'eau de mer étaient acides à alcalines (entre 6 et 9) et cela selon les sites de prélèvement. D'après les résultats obtenus, on remarque un nombre plus important de champignons en eau alcaline qu'une eau acide. Certains genres et espèces fongiques isolés, comme *Aspergillus flavus*, *Aspergillus terreus*, *Aspergillus niger*, *Cladosporium*, et *Penicillium*, ont été également mentionnés pour des pH alcalins en Angleterre (Pugh et Mathison, 1962), Egypte (Abdel-Fattah et al., 1977), et Egypte (Migahed, 2003) et Benmessaoud (2010).

*Conclusion générale
et perspectives*

Conclusion générale et perspectives

L'analyse mycologique des eaux marines, s'inscrit dans un cadre général de protection de la santé humaine et de l'environnement, afin de rendre les eaux susceptibles d'être polluées compatibles avec les diverses formes de vie aquatique et des organismes pouvant être en contact.

La recherche des micromycètes dans l'eau de mer de trois sites de la côte Mostaganémoise « plage de Stidia, plage de Salamandre et le Port de Salamandre », a montré la présence de nombreux champignons. Ces mycètes sont particulièrement abondants dans l'eau superficielle (180 isolats) qu'en profondeur (149 isolats). Le site de Salamandre présente le nombre le plus élevé des isolats fongiques (175 isolats), suivi du Port de Salamandre (94 isolats) et en fin le site de Stidia (60 isolats).

Un total de 329 souches ont été isolées et réparti en dix genres de champignons filamenteux et d'autres genres de levures et qui sont: *Penicillium spp.*(28,56 %), *Aspergillus spp.*(11,54 %), *Rhizomucor sp.*(10,63 %), levures (10,63 %), *Fusarium moniliforme*(8,51 %), *Trichothecium sp.*(7,90 %), *Peacilomyces sp.*(7,59 %), *Scopulariopsis brevicaulis* (7,59 %), *Trichoderma. sp.*(3,03 %), *Sphaerosporium sp.*(2,12 %) et *Mucor sp.* (1,82 %).

Les résultats trouvés révèlent que le genre fongique le plus abondant est le *Penicillium*, on peut dire que cette espèce peut s'adapter facilement au milieu marin.

Certains paramètres physico-chimiques montrent leur influence directe sur la répartition fongique marine qui dépend de conditions climatiques, telle que la température, le pH mais aussi du taux des matières organiques.

On peut donc considérer les champignons, comme des bio-indicateurs, pour évaluer le degré de contamination du milieu marin.

Comme perspectives, il est souhaitable d'étaler notre étude sur tous les mois de l'année et d'étudier le rôle d'autres paramètres, sur la prolifération des micromycète dans le milieu marin.

Références bibliographiques

- Barghoorn E.S., Linder D.H. 1944.** Marine fungi: their taxonomy and biology. *Farlowia*. 1: 395-467.
- Bendaoud-Tabet Aoul S. 2014.** Isolement de souches fongiques de l'oursin comestible « *Paracentrotus lividus* » (Lamarck, 1816) de Ain Franin et Cap Carbon du littoral oriental oranais. Mémoire de Magister, Univ d'Oran, Algérie. 116 p.
- Benmessaoud N. 2010** – Biodiversité fongique du sable de quatre plages (Beau Séjour, Eden, Les Andalouses et Madaghri) du littoral ouest algérien. Mémoire présenté pour l'obtention du diplôme de magister, Université D'Oran. 155p.
- Botton B., Breton A., Fevre M., Guy PH Larpent J.P et Veau P. 1990-** Moisissures utiles et nuisible : importance industrielle. 2émeed Masson.
- 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. 159p.
- Desmazières J.B. 1849.** Plantes cryptogames de France, 2nd ed., No. 1778. Lille.
- Hawksworth D.L. 2001.** The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research*. 105: 1422-1432.
- Hyde K.D., Jones E.B.G., Leño E., Pointing S.B., Vrijmoed L.L.P. 1998.** Role of fungi in marine ecosystems, *Biodiversity and Conservation*. 7: 1147-1161.
- Kohlmeyer J., Kohlmeyer E. 1979.** Marine mycology: the higher fungi. London: Academic Press.
- Maamar A., Lucchesi M.E., Debaets S., Nguyen van Long N., Quemener M., Coton E., Bouderbala M., Burgaud G., Matallah-Boutiba., A. (2020).** Highlighting the Crude Oil Bioremediation Potential of Marine Fungi Isolated from the Port of Oran (Algeria). *Diversity Journal*, 12, 196.
- Matallah-Boutiba A. 2009.** Inventaire des espèces fongiques des eaux marines du littoral occidental algérien. Thèse. Doct, Univ Oran, Algérie : 143p.
- Matallah-Boutiba A., Amiard J.C., Boutiba Z. 2008.** Inventaire des espèces fongiques des eaux marines du littoral occidental algérien. *Larhyss Journal*, ISSN 1112 -3680, 07, 93-102.

Références bibliographiques

Miller J.D. 2000. Screening for secondary metabolites. In Marine mycology. A practical approach. (Hyde K.D. et Pointing S.B. eds). Fungal Diversity Press. University of Hong Kong.

Mozouras R. 1986. Decay of wood by micro-organisms in aquatic habitats. *Record of the Annual Convention of the British Wood Preserving Association.* 8: 1-18.

Munn C.B. 2004. Marine microbiology. Ecology and applications. Garland Sciences/ BIOS Scientific publishers.

Pointing S., Vrijmoed L.L.P., Jones E.B.G. 1992. A qualitative assessment of lignocellulose degrading enzyme activity in marine fungi. *Botanica marina.* 41: 293-298.

Sallenave, C. 1999. Etude de la flore fongique des zones conchyliques de l'estuaire de la Loire, recherche de souches toxigènes. Th. : Pharmacie : Université de Nantes, 194 p.

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.

Tikour S. 2018. Biodiversité fongique de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) élevée dans deux fermes conchyliques de l'Ouest algérien Kristel et Stidia. Mémoire de Master, Univ de Mostaganem, Algérie. 75 p.

Mueller G.M., Schmit J.P. 2007. Fungal biodiversity: what do we know ? What can we predict? *Biodiversity and Conservation.* 16: 1-5.

Madelin T.M. 1994. Fungal aerosols: a review. *Journal of aerosol science.* 25: 1405- 1412.

• **Carlile M.J., Watkinson S.C. The Fungi. 1994.** (Academic Press eds).

Kendrick, B. 1999. The fifth kingdom. 2nd édition. Mycologue Publications.
<http://www.mycolog.com/fifthtoc.html>.

(**Simpson et Roger, 2002, 2004 ; Adlet al., 2005**). Simpson, MA Farmer... - Journal of Eukaryotic ..., 2005 - Wiley Online Library 2002; Harper and Keeling 2003; Harper, Waanders, and Keeling 2005; Yoon et al. 2002) and the other is the grouping of the Euglenozoa and Heterolobosea, together with other excavates (Simpson and Roger 2004). However

(**Bouchet et al., 2005**) - Nuclear Physics A, 2005 - Elsevier

Références bibliographiques

We review the most important experimental results from the first three years of nucleus–nucleus collision studies at RHIC, with emphasis on results from the STAR experiment, and we assess their interpretation and comparison to theory. The theory-experiment comparison

Blackwell, M., R. Vilgalys et J.W. Taylor, 1998. Fungi, Eumycota. In *The Tree of Life*, D.R. Maddison et W.P. Maddison editor, University of Arizona.
<http://tolweb.org/tree?group=Fungi&contgroup=Eukaryotes>

(Nesteretal., 1998). Y Kawamoto, H Kitsukawa, T Kobayashi, H Ito - *Organic Letters*, 2021 - ACS Publications

... Journal Logo. Total Synthesis of **Nesteretal A**. Yuichiro Kawamoto Yuichiro Kawamoto. School of Life Sciences, Tokyo University of Pharmacy and Life Sciences, 1432-1 Horinouchi, Hachioji, Tokyo 192-0392, Japan. More by

Alexopoulos, C. J., C. W. 1996. Mims, and M. Blackwell. *Introductory*

(Deacon, 2005). Robinson, SA Deacon, C Deery... - *Cochrane Database ...*, 2005 - cochranelibrary.com

Background Removing dental plaque may play a key role maintaining oral health. There is conflicting evidence for the relative merits of manual and powered toothbrushing in achieving this. Objectives To compare manual and powered toothbrushes in relation to the

Cited by 491 Related articles All 16 versions

Botton B, Breton A, Fevre M, Gauthier S, Guy ph, Larpent JP, Reymond P, Sanglier JJ, Vayssier Y et Veau P .1990. Moisissures utiles et nuisibles, importance industrielle. 2ièmeEd. Masson. 426p.

Bourgeois, 1989).

Castegnaro M., Pfohl-Leszkowicz A. 2002. Les mycotoxines : contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine, dans *La sécurité alimentaire du consommateur*, Lavoisier, Tec&Doc.

(Kachour,

2005).[https://www.google.dz/search?q=\(Kachour,+2005\).&hl=en&sxsrf=AOaemvJxRgLxu50THWAADIza7FojVosNA:1631631078648&source=lnms&sa=X&ved=2ahUKEwjqkeO22_](https://www.google.dz/search?q=(Kachour,+2005).&hl=en&sxsrf=AOaemvJxRgLxu50THWAADIza7FojVosNA:1631631078648&source=lnms&sa=X&ved=2ahUKEwjqkeO22_)

7yAhVOqxoKHXowBmoQ_AUoAHoECAEQAg&biw=1366&bih=600&dpr=1(Santos *et al.*, 2005)

(Florent, 1993 et Tacheno, 1999)

https://www.memoireonline.com/01/12/5170/m_Recherche-de-nouvelles-souches-fongiques-productrices-d-antibiotiques--partir-du-sol-et-des-concr3.html

(Edgcomb *et al.*, 2014). by Q Wu · 2020 · Cited by 6 — ... 2005, Ja *et al.*, 2009, Yamada *et al.*, 2015) or dyes **(Edgcomb *et al.*, ... of flies with food (Itskov *et al.*, 2014, Ro *et al.*, 2014)**

Johnson & Sparrow, 1961 Get this from a library! Fungi in oceans and estuaries, by T.W. Johnson, Jr. and F.K. Sparrow, Jr.. [T W Johnson, Jr.; F K Sparrow] ... Co., 1961.

Publisher: Weinheim: J. Cramer; New York: Ha...

(Jones *et al.*, 2015) by DE Jones · 2015 · Cited by 976 — We examined whether kindergarten teachers' ratings of children's ... and the conduct of social relationships (e.g., Farrington *et al.*

DOUGUÉDROIT A. (1997) - Le climat du bassin méditerranéen. In : Le climat, l'eau et les hommes, ouvrage en l'honneur de Jean MOUNIER, Presses Universitaires de Rennes, p. 251-280.

BETHOUX, J. P., GENTITI, B., MORIN, P., NICOLAS E., PIER, C. AND RUIZ- PINO, D., 1999. THE MEDITERRANEAN SEA: A MINIATURE OCEAN FOR CLIMATIC AND ENVIRONMENTAL STUDIES AND A KEY FOR THE CLIMATIC FUNCTIONING OF THE NORTH ATLANTIC. PROG. OCEANOGR. 44 :131-146
(Quignard, 2002 ; Astruc, 2005).

VBOUTIBA Z., 1992. LES MAMMIFERES MARINS D'ALGERIE. STATUT, REPARTITION, BIOLOGIE ET ECOLOGIE. THESE DOCTORAT D'ETAT EN SCIENCE. 557p.

SMILLOT. C., 1985.SOME FEATURES OF THE ALGERIAN CURRENT. J. GEOPHY. RES. 90, N°4: PP, 7169, 7176.

MILLOT. C., 1987- THE CIRCULATION OF THE LEVANTINE INTERMEDIATE WATER IN THE ALGERIAN BASIN, JOUR , GEOPH.,VOL. 92, N°8,PP .8265-8276

Boutiba, Z ; Taleb, Z ; AbiAyad E. 2003. Etat de la pollution de la côte oranaise. Ed. Dar El Gharb, Oran, Algérie : 69p.

•**Millot C., Taupier-Letage I. 1988.** Additional evidence of LIW entrainment across the Algerian subbasin by mesoscale eddies and not by a permanent westward flow.

Références bibliographiques

TERBECHE, M., 2007-TENDANCE DE LA CONTAMINATION BACTERIOLOGIQUE ET METALLIQUE CHEZ LA CREVETTE ROUGE (ARISTEUSANTENNATUS). MÉMOIRE DE MAGISTER, LRSE, UNIVERSITÉ, D'ORAN

TAUPIER-LETAGE, L & MILLOT, C., 1988. SURFACE CIRCULATION IN THE ALGERIAN BASIN DURING 1984. OCEANOLOGICA. ACTA, N° SP. 79-85 P

ANDI. 2010. Agence Nationale de Développement de l'Investissement Entretien avec Monsieur Ahmed MAABED, Wali de Mostaganem.

(Kies&Taibi, 2011),

[https://www.google.com/search?q=\(Kies%26Taibi%2C+2011\)%2C&oq=\(Kies%26Taibi%2C+2011\)%2C&aqs=chrome..69i57j33i10i160l2.3207j0j9&sourceid=chrome&ie=UTF-8](https://www.google.com/search?q=(Kies%26Taibi%2C+2011)%2C&oq=(Kies%26Taibi%2C+2011)%2C&aqs=chrome..69i57j33i10i160l2.3207j0j9&sourceid=chrome&ie=UTF-8)

Mezali K. 2007. Etat de pollution de la cote de Mostaganem étude systématique et écologique de patelle géant patella ferruginea Gmelin (1971) dans la zone de stidia.

Belbachir N. 2012. Contribution a l'étude écologique de l'herbier a posidonioceanica (L) Delile (1813) de la frange de Mostaganem, état de sante et relation entre plante et échinoderme thèse écosystème côtier marine magister option p178.

_Oulhiz A. 2012. contribution a l'évaluation de la qualité de milieu marin côtier de Mostaganem à travers un bio- indicateur de la macrofaune benthique p79.

Kerfouf. A, M., Taleb, F, Tahraoui. 2015 : Impact of AnthropicActivity on a coastalEnvironment of EcologicalInterest : Stidia (Mostaganem- Algéria) P 08

Annexes

1- Milieux de culture

▪ **Sabouraud - chloramphénicol**

Peptone		10 g
Glucose		35 g
Agar		15 g
Chloramphénicol		0,5 g
Eau distillée	q.s.p	1000 ml

pH : 5 - 5,6

2- Solution 1 d'acide sulfurique/sulfate d'argent

5g Ag_2SO_4 + 480 ml H_2SO_4 = 500 ml (Agitation).

3- Solution 2 de bichromate de potassium

8g HgSO_4 + 20 ml H_2SO_4 + 1, 1767 $\text{k}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ (Fiole de 100 ml)

4- Solution de titrage

Dissoudre 4,7g de sel de mohr dans de l'eau distillée. Ajouter 2 ml d'acide sulfurique puis compléter à 1 litre. (1 jour).