



DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

Mr Tikour Senouci

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN BIOLOGIE MARINE

Spécialité: Ressource halieutique et exploitation durable

THÈME

Biodiversité fongique de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) élevée dans deux fermes conchyliques de l'Ouest Algérien Kristel et Stidia

Soutenue publiquement le 16/09/2018

DEVANT LE JURY

Président :	Mme Nardjess Benamar	Grade	MCA	U. Mostaganem
Encadreur :	Mme Nadjat Benmessaoud	Grade	MAA	U. Mostaganem
Co-Encadreur :	Mme Lilya Ait Mohamed Ameur	Grade	MAA	U. Mostaganem
Examineur :	Mme Moufida Terbeche	Grade	MAA	U. Mostaganem

Thème réalisé au « Laboratoire de Microbiologie 01 » de la faculté SNV, Université de Mostaganem.

Résumé

L'étude des champignons marins revêt depuis de longues années un intérêt capital pour la communauté scientifique où l'on note plusieurs travaux réalisés et dans diverses régions du monde et sur divers substrats. Beaucoup de micromycètes marins vivent sur des algues et le bois. On trouve également des espèces fongiques sur des plantes marines. D'autres sont isolées à partir du sable, des coraux, des coquilles de mollusques et d'animaux marins.

Dans ce travail, nous avons inventorié quelques micromycètes présents dans les zones de conchylicultures situées dans le littoral Ouest Algérien. Il s'agit de : Stidia dans la wilaya de Mostaganem et de Kristel dans la wilaya d'Oran. Deux types de prélèvements ont été réalisés: le premier concerne une moule, *Mytilus galloprovincialis*, le second celui de l'eau de mer. Les prélèvements ont été effectués à raison d'un prélèvement tous les 2 mois, pendant une durée de quatre mois (Avril 2018 - Juillet 2018).

Les deux sites ont été choisis en raison de la présence de fermes conchylicoles.

L'étude des aspects macroscopiques et microscopiques des souches isolées à partir de l'eau de mer et de la moule « *Mytilus galloprovincialis* » a montré la présence de plusieurs espèces fongiques.

Un total de **139 souches** ont été isolées dont on a pu identifier 10 genres différents et qui sont:

Penicillium spp. (28,78%), *Scopulariopsis brevicaulis* (10,07%), *Cladosporium* sp. (4,32%), *Alternaria* sp. (3,6%), *Ulocladium* sp. (1,44%) et un genre de moisissure non identifié (9,35%), *Rhodotorula* sp. (9,35%) et levures non identifiées (33,09 %). Les résultats montrent que le site de Stidia présente une microfonge plus importante que celle du site de Kristel, sur les prélèvements d'eau de mer ainsi que sur la *Mytilus galloprovincialis*.

Mots clés : Champignons marins, micromycètes, conchylicultures, Stidia, Kristel, *Mytilus galloprovincialis*, eau de mer.

Abstract :

For long time the study of marine fungi take a capital interest for the scientific community, where we mark many researches working on this field in divers regions of the world and on several substratum. Many marine Micromyces live on algae and woods. We find also fungal species on marine plants. Others are isolated from the sand, corals, mollusc's shells and other marine animals.

In this work we made an inventory of some micromyces existed in tow zones of shellfish growers situated in the oriental littoral of Oran and Mostaganem, for the presence of tow shellfish farms. Two types of samples have been realized: the first concerns a mussel "*mytilus galloprovincialis*", the second concerns the sea water. The samples have been done through a sampling each 2 months, during a period of four months (April 2018- July 2018).

Both sites were chosen on account of the presence of two mullusc farming.

The study of macroscopic aspects and microscopic isolated strains from the sea water and the mussel "*mytilus galloprovincialis*", had mentioned the presence of many fungal species.

A total of 139 strain have been isolated where we couldn't identify 10 different kinds that are:

Penicillium spp. (28.78%), ***Scopulariopsis Brevicaulis*** (10.07%), ***Cladosporium sp.*** (4.32%), ***Alternaria sp.*** (3.6%), ***Ulocladium sp.*** (1.44%) and a kind of unidentified mold (3.35%) , ***Rhodotorula sp.*** (9.35%) and some **yeasts** (33.09%) that were also not identified.

The results indicate that the Stidia site represent more important microfongal communities than that of Kristel on the samples of the sea water as well as on the mussel (*mytilus galloprovincials*).

Key words: Marine fungi, micromycetes, shellfish farmig , Stidia, Kristel, *Mytilus galloprovincialis*, sea water.

تلخيص:

تاخذ دراسة الفطريات اهتماما كبيرا في المجتمع العلمي, حيث تم تسجيل عدة اعمال و بحوث في هذا المجال في مناطق مختلفة من العالم و على اسس مختلفة.

تعيش العديد من المفطورات البحرية على الطحالب و الاخشاب, كذلك نجد انواع فطرية على النباتات البحرية و اخرى معزولة عن الرمل, الشعب المرجانية, قذائف من الرخويات و حيوانات بحرية اخرى.

قمنا في هذا العمل بجرد بعض المفطورات الموجودة في منطقتين من مراكز تربية الاحياء المائية في الساحل الغربي الجزائري و المتمثلة في ستيدية بمستغانم و كريستل بهران. تم اخذ نوعين من العينات : الاول يخص بلح البحر الموجود في مراكز تربية الاسماك (*Mytilus galloprovincialis*), والثاني يخص مياه البحر. تمت عملية اخذ العينات كل شهرين لمدة اربعة اشهر متتالية (2018 افريل و 2018 جويلية).

تم اختيار الموقعين على اساس وجود مزرعتين لتربية الاحياء المائية.

لقد اوضحت دراسة الاصناف المجهرية و الاصول المجهرية المعزولة الاخرى ابتداء من مياه البحر و بلح البحر وجود اصناف فطرية متعددة.

تم تحديد مجموع 139 عنصر من السلالات المعزولة في حين تم التعرف على 10 انواع مختلفة و هي كالتالي : *Penicillium spp* (28.78%), *Scopulariopsis Brevicaulis sp.* (10.07%), *Cladosporium sp.* (10%) *Rhodotorula sp* (9.35%) *Alternaria sp.* (3. 6%) *Ulocladium sp.* (1.41%) الذي لم يتم تعيينه. (33,09 %)

منطقة ستيدية تضم بيئة فطرية اكثر اهمية من المتواجدة في كريستل, حول العينات المؤخوة من بلح البحر *Mytilus galloprovincialis* وكذلك في مياه البحر

كلمات مفتاحية: فطريات بحرية, مفطورات, مركز تربية الاحياء المائية, ستيدية, كريستل, بلح البحر

Mytilus galloprovincialis, مياه البحر

Liste des figures

Figure1 : Les trois regnes du vivant selon Woese(1977).....	p4
Figure2 : Résumé des activites des champignons en relation avec l’homme.....	p6
Figure3 : Classification des mycètes (champignons) d’apres Blackwell et al.,1998.....	p7
Figure 4 : Cycle de vie des moisissures (www. <i>Aspergillus</i> . man. ac. Uk).....	p8
Figure 5 : Les différentes structures des hyphes fongiques.....	p9
Figure 6 : Reproduction chez les champignons.....	p11
Figure :Disposition des insertions musculaires sur la coquille de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	p16
Figure 8 : Charnière de la valve gauche de <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819).....	p16
Figure 9 : Anatomie de <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819).....	p17
Figure 10 : Photo de naissain.....	p25
Figure 11 : Confection d'une corde de moules.....	p27
Figure 12 : Situation du bassin méditerranéen occidental et position des différents lieux cités.....	p29
Figure 13 : Circulation générale de l’eau de surface en méditerranée occidentale (Millot et Taupier-Letage, 2005).....	p31
Figure 14 : Littoral de Mostaganem (Ghodbani et al., 2016).....	p32
Figure 15 : Carte géographique de Stidia . (Google Earth ,2018).....	p33
Figure 16 : Littoral oranais.....	p34
Figure 17 : Carte géographique de Kristel . (Google Earth , 2018).....	p35
Figure 18 : Photo de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	p38
Figure 19 : Identification des champignons en utilisant un ruban adhésif (Photo prise au niveau du laboratoire).....	p41
Figure 20 : La galerie d’Auxacolor.....	p43
Figure 21 : Schéma représentatifs des étapes suivies pour de la réalisation du Test Auxacolor.....	p44

Liste des figures

Figure 22 : <i>Cladosporium sp.</i>	p47
Figure 23 : <i>Alternaria sp.</i>	p49
Figure 24 : <i>Ulocladium sp.</i>	p51
Figure 25 : <i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	p53
Figure 26 : <i>Penicillium spp.</i>	p56
Figure 27 : Champignon non identifié.....	
Figure 28 : <i>Rhodotorula</i> observation macroscopique.....	p58
Figure 29 : Levures non identifiées observation macroscopique.....	p59
Figure 30 : Répartition fongique globale.....	p60
Figure 31 : Répartition fongique globale en fonction des sites de prélèvement.....	p61
Figure 32 : Répartition fongique dans le site de Stidia « Mostaganem ».....	p62
Figure 33 : Répartition fongique dans le site de Kristel « Oran ».....	p63
Figure 34 : Répartition fongique en fonction de types de prélèvements.....	p64
Figure 35 : Répartition fongique en fonction des mois.....	p65

Liste des figures

Liste des tableaux

Tableau 1: Illustration de quelques Propriétés principales des Champignons (Delarras, 2007).....	p7
Tableau 2 : Caractéristiques générales de la Mer Méditerranéenne.....	p30
Tableau 3: Répartition fongique globale.....	p60
Tableau 4 : Répartition fongique dans le site de Stidia.....	p62
Tableau 5 : Répartition fongique dans le site Kristel « Oran	
Tableau 6 : Inventaires fongiques dans les différentes régions marines dans le monde. (in Matallah-Boutiba , 2009)	p63

Table des matières

Introduction générale

CHAPITRE 1 : Données bibliographiques sur les peuplements fongiques

1. Présentation du Règne fongique.....	p3
1.1. Caractères généraux.....	p3
1.1.1. Utiles ou nuisibles ? Inoffensifs ou dangereux ?.....	p4
1.1.2. Classification des Champignons	p6
1.1.3. Propriétés principales des Champignons	p7
1.1.4. Cycle de vie des champignons.....	p8
1.1.5. Morphologie.....	p9
1.1.6. Croissance.....	p9
1.1.7. Reproduction.....	p10
2. Champignons marins.....	p11
2.1. Répartition géographique et biotope.....	p12
2.2. Relations biologiques.....	p13

CHAPITRE 2 : Données bibliographiques sur la moule

Mytilus galloprovincialis

1. Introduction.....	p15
2. Anatomie	p15
3. Nutrition et Croissance.....	p18
3.1 Prise de nourriture.....	p18
3.2 Nourriture.....	p18
3.3 Croissance.....	p19
4. Reproduction.....	p19
4.1 Maturité.....	p19
4.2 Fécondation.....	p20
4.3 Gonades.....	p20
5. Hydrodynamique.....	p23
6. Pollutions.....	p23
7. La Mytiliculture.....	p24
7.1. Différentes techniques qui existent.....	p24
7.1.1. Technique de la culture sur cordes	p25
A. Récolte du naissain.....	p25

Table des matières

B. Confection des cordes et repiquages.....	p25
7.3. La mytiliculture en Méditerranée	p28
7.4. Matériel investi.....	p28

Partie 3 : Caractéristiques de la zone d'étude

1. Introduction.....	p29
2. Caractéristique de la mer méditerranée	p29
2.1. Hydrodynamique de la méditerranée	p30
2.1.1. La houle	p31
2.2. Le littoral algérien.....	p32
2.2.1. Le littoral de Mostaganem.....	p32
2. 2.1.1. Stidia	p33
2. 2. 1. 2. Cordonnées géographiques de la plage de Stidia.....	p33
2.2. 2 Le littoral oranais	p34
2.2.2.1. Kristel.....	p34
2. 2.2.2. Cordonnées géographiques de Kristel.....	p35
3. Origine et types de pollutions.....	p35

Partie 4 : Matériels et Méthodes

1.1. Prélèvements	p38
1.2. Traitement des échantillons.....	p39
1.3. Milieu de culture utilisé	p39
1.3.1 Mise en culture des échantillons.....	p39
1.3.2 Incubation.....	p40
1.4. Isolement	p40
1.5. Identification	p40
1.5.1. Identification morphologique	p40
1.5.1.1. Critères d'identification macroscopique.....	p40
1.5.1.2. Identification microscopique	p41

Table des matières

1.5.1.2.1. Critères d'identification microscopique	p42
1.5.2 Identification biochimique	p43
Partie 5 : Résultats et discussions	
1. Résultats.....	p45
1.1. Champignons répertoriés.....	p45
1.2. Description et illustration des différents genres fongiques isolés.....	p46
1.2.1. <i>Cladosporium sp.</i>	p46
1.2.2. <i>Alternaria sp.</i>	p48
1.2.3 <i>Ulocladium sp.</i>	p50
1.2.4 <i>Scopulariopsis brevicaulis</i> (Fig.).....	
1.2.5 <i>Penicillium spp</i>	p54
1.2.6 Champignon filamenteux non identifié (Fig.).....	p57
1.2.7 <i>Rhodotorula</i>	p58
1.2.8 Levures non identifiées (Fig.).....	p59
2. Répartition fongique globale.....	p60
3. Répartition fongique en fonction des sites	p62
3.1. Stidia « Mostaganem ».....	p62
3.2. Kristel « Oran ».....	p63
4. Répartition fongique en fonction de types de prélèvement.....	p64
5. Répartition fongique en fonction des mois.....	p65
Discussion.....	p65
Conclusion générale.....	p69
Référence bibliographique	

Introduction générale

Ne pourrait-on pas envisager que les champignons du milieu marin puissent parfois être impliqués lors d'intoxications provoquées par la consommation de coquillages?

Certains champignons, en milieu terrestre, sont capables de produire des mycotoxines parfois à l'origine d'intoxications. Il est, de plus, connu depuis longtemps que le milieu marin abrite des champignons. Néanmoins, leur mode de vie et surtout leur éventuelle production toxique n'ont encore été que peu étudiés. La microbiologie marine suscite d'ailleurs un intérêt nouveau depuis quelques années.

Les zones de mytiliculture, situées en zone pélagique et dont les sédiments sont riches en matières organiques, pourraient bien constituer un habitat favorable aux moisissures saprophytes. Celles-ci seraient-elles capables de produire des mycotoxines dans de tels milieux et d'entraîner la contamination de coquillages? Cette question est tout à fait d'actualité lorsque l'on sait que ces dernières années, des toxicités de moules ou d'huîtres sont restées inexplicables.

Cette étude concerne donc, la recherche systématique de la microfonge présente dans les coquillages et plus précisément dans les moules « *Mytilus galloprovincialis* » en culture et dans leur environnement immédiat (eau de mer) provenant précisément de deux fermes conchylicoles situées dans la littoral Ouest Algérien, « Stidia » dans la wilaya de Mostaganem et Kristel dans la wilaya d'Oran, donnant un aperçu de la biodiversité de la flore fongique marine.

En plus du résumé et de l'introduction, l'étude est organisée de la manière suivante :

- Le premier chapitre présente une synthèse bibliographique résumant les rappels sur les peuplements fongiques.
- Le deuxième chapitre est consacré à l'espèce étudiée (*la moule Mytilus galloprovincialis*).
- Le troisième chapitre est consacré aux caractéristiques de la zone d'étude.
- Le quatrième chapitre décrit le matériel et les méthodes utilisées pour l'obtention des échantillons ainsi que les techniques de traitements et d'identification.
- Le cinquième chapitre présente les différents résultats obtenus avec une partie sur la discussion selon les résultats trouvés tout au long de notre étude.

- Enfin, la conclusion générale synthétisera les principaux résultats de cette étude, et ouvrira sur quelques perspectives susceptibles de permettre un enrichissement de nos connaissances sur la problématique posée lors de ce travail.

1. Présentation du Règne fongique

1.1. Caractères généraux

Les champignons 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). Leur mode de nutrition se fait par absorption en libérant dans un premier temps des enzymes hydrolytiques dans le milieu extérieur. Ces organismes sont dépourvus de chlorophylle et sont tous hétérotrophes ; le glycogène est le polysaccharide de réserve principal (Carlile & Watkinson, 1994 ; Redecker, 2002). Tous les champignons ont une paroi constituée de chitine, polysaccharide très résistant constitué de résidus N-acétylglucosamine (Carlile & Watkinson, 1994). D'un point de vue structural, on trouve une grande variété de champignons. Ils sont classés en deux grandes catégories : la forme levure unicellulaire et la forme mycélienne pluricellulaire constituée d'hyphes (Redecker, 2002). Certaines espèces ont la capacité d'adopter les deux formes, levure et mycélienne, tandis que d'autres sont restreintes à l'une ou l'autre (Jennings & Lysek, 1996). La forme levure apporte un avantage pour la croissance dans les milieux où la pression osmotique est forte car cela diminue la surface de l'organisme. La forme mycélienne permet au champignon d'avoir une croissance radiale importante et de coloniser rapidement un milieu. Cette forme mycélienne assure donc une surface maximale de contact et permet une exploration et une recherche de nutriments dans les trois dimensions (Carlile & Watkinson, 1994 ; Jennings & Lysek, 1996). D'un point de vue métabolique les champignons sont des chimiohétérotrophes, c'est à dire qu'ils utilisent du carbone organique comme source d'énergie (Carlile & Watkinson, 1994 ; Redecker, 2002). Ce sont des organismes aérobies pour la grande majorité, mais certaines levures peuvent être aéro-anaérobie et participer à des processus fermentaires (Carlile & Watkinson, 1994).

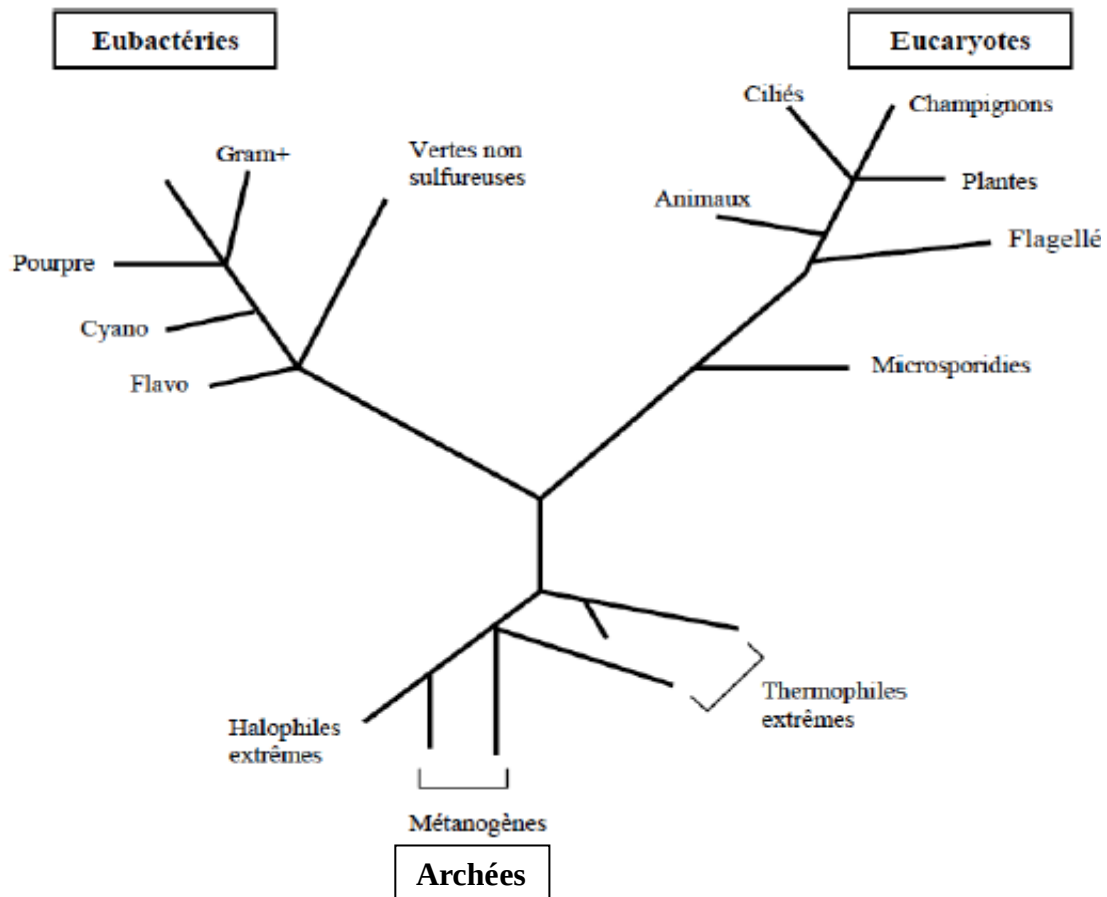


Figure 1: Les trois règnes du vivant selon Woese (1977).

1.1.1. Utiles ou nuisibles ? Inoffensifs ou dangereux ?

Utiles et nuisibles, tout dépend des espèces et du contexte. Grands décomposeurs de matières organiques. En écologie, 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, certains 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,

certaines *Penicillium* servent à fabriquer des fromages bleu, roquefort, brie et camembert. Dans le domaine de l'agriculture, les champignons tels que *Beauveria bassiana* sont utilisés dans la lutte biologique. Ce champignon permet de lutter contre le doryphore dans la culture des pommes de terre ou contre une chenille responsable de la pyrale du maïs.

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.

Plusieurs champignons produisent des composés biologiquement actifs, parmi lesquels des mycotoxines qui 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). Ce sont des métabolites secondaires produits par des moisissures appartenant principalement aux genres *Aspergillus*, *Penicillium* et *Fusarium*. Ces derniers sont capables de se développer sur un large éventail de denrées alimentaires avant, pendant et après la récolte (Kabak *et al.*, 2006 ; Reboux, 2006).

A titre indicatif, les espèces d'*Aspergillus*, notamment *Aspergillus flavus*, produisent des aflatoxines, toxines du foie qui croissent dans ou sur les graines d'arachides. La consommation de ces graines contaminées conduit à une aspergillose hépatique récurrente dans le tiers-monde (Maslin, 2004).

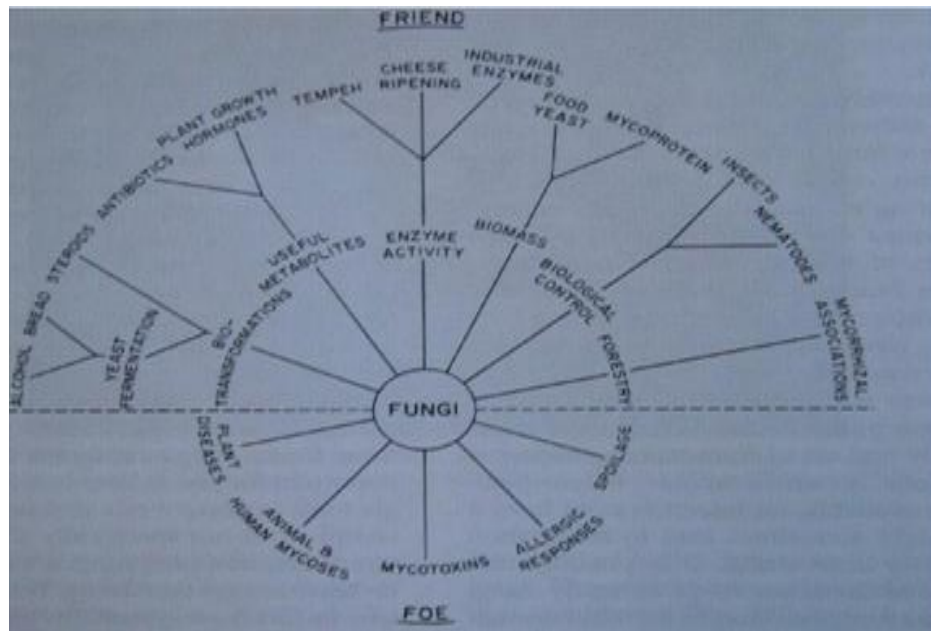


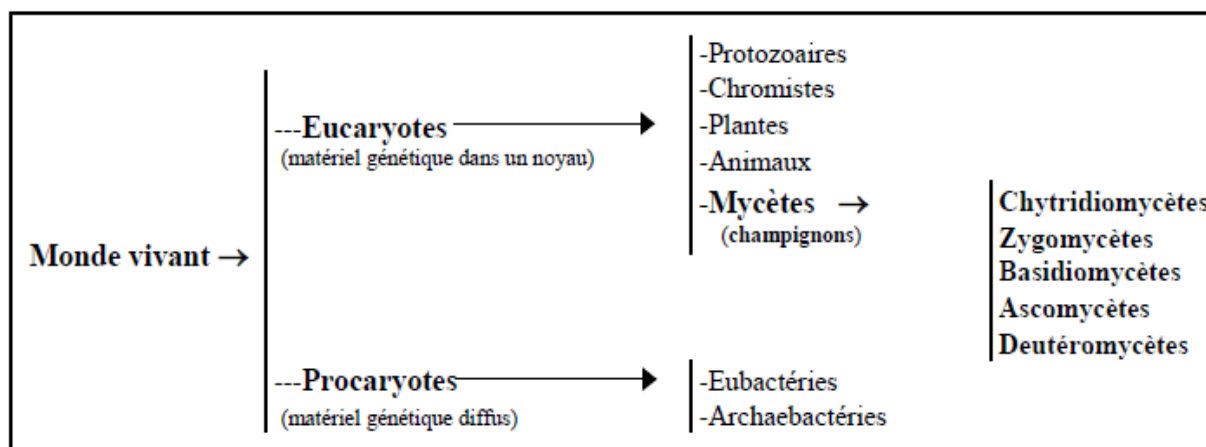
Figure 2 : Résumé des activités des champignons en relation avec l'homme.
(Alexaupoulos *et al.*, 1996).

1.1.2. Classification des Champignons

Les champignons sont des organismes vivants constitués en grande partie de filaments de cellules de structure simple et de quelques cellules plus spécialisées qui donneront naissance à des spores. Les champignons ont un matériel génétique confiné dans un noyau au même titre que les plantes et les animaux. Ils possèdent toutefois un certain nombre de caractéristiques qui en font un groupe à part : parois contenant de la cellulose et de la chitine, absence de chlorophylle et de mobilité. L'ensemble de ces caractéristiques fait en sorte que les taxonomistes classent les champignons dans un règne distinct, soit celui des mycètes ou cinquième règne (Kendrick, 1999 ; Malloch, 1997). À l'instar des autres organismes vivants, les champignons sont subdivisés en classes, en ordres, en familles, puis finalement, en genres et en espèces, ces deux derniers termes étant utilisés pour les désigner (ex. : *Aspergillus* [genre] *fumigatus* [espèce]). La mention « *sp* » placée après le genre (ex. : *Acremonium sp*) signifie que la souche n'a pas été identifiée au-delà du genre, tandis que « *spp* » (ex. : *Penicillium spp*) est utilisé pour désigner un ensemble d'espèces du même genre.

La classification des moisissures, tout comme celle des autres champignons, est d'abord basée sur le mode de reproduction sexuée ou phase téléomorphe. Ce critère définit quatre des cinq ordres des mycètes, soit les Chytridiomycètes, les Zygomycètes, les Basidiomycètes et les Ascomycètes. En outre, lorsque la reproduction sexuée n'est pas

connue, la division est appelée *Deuteromycotina* ou champignons imparfaits (Blackwell et al., 1998) (Fig. 3).



Adapté de : Blackwell *et al.* (1998)

Figure 3: Classification des mycètes (champignons) d'après Blackwell *et al.*, 1998.

1.1.3. Propriétés principales des Champignons

Tableau n° 1: Illustration de quelques Propriétés principales des Champignons (Delarras, 2007)

Forme	Structure filamenteuse, hyphes ou filaments à paroi souvent composées de chitine, septés ou siphonnés - Espèces dimorphiques avec une forme levure qui se multiplie par bourgeonnement ou scissiparité.
Croissance des hyphes	Croissance strictement apicale, puis ramification de l'hyphe conduisant à la formation d'un mycélium ou thalle.
Métabolisme général	Chimiohétérotrophes - Source de carbone et d'énergie : molécules carbonées organiques - Suivant les espèces, peuvent lyser les polymères complexes grâce à des enzymes extracellulaires : cellulose, amidon, pectines, mais aussi des protéines et des lipides.
Mode de reproduction	Sexuée ou asexuée par l'intermédiaire des spores.
Habitats naturels et autres	- Air, eaux, solsvivent en saprophytes ou parasites. - Champignons pathogène pour l'homme. - Matières premières alimentaires, aliment... pouvant être contaminés par des moisissures toxigènes.

1.1.4. Cycle de vie des champignons

Le cycle de vie des champignons débute lorsqu'une spore se dépose sur une surface lui offrant les conditions nécessaires à sa croissance. En fait, la germination se déclenchera par la présence d'eau combinée ou non à certains facteurs très spécifiques comme l'intensité lumineuse, certaines températures ou types d'éléments nutritifs. La spore germera alors et donnera naissance à un premier filament non différencié, appelé hyphe, qui s'allongera pour former un ensemble appelé mycélium. Cet ensemble de filaments, plus ou moins ramifiés, constitue le thalle des champignons. En présence de conditions favorables à la sporulation, le mycélium donnera naissance à des structures plus spécialisées, qui produiront des spores asexuées (conidies) ou, plus rarement, des spores sexuées. Chaque champignon produit un très grand nombre de spores dont l'ensemble, appelé sporée, se présente très souvent sous un aspect poudreux et coloré à la surface de la moisissure. La taille, la forme et la couleur des spores de moisissures varient grandement d'une espèce à l'autre. Par contre, en microscopie, toutes les spores d'une même espèce sont de couleur, de dimension et de forme relativement constante ce qui, dans bien des cas, constitue un élément d'identification taxonomique (ACGIH 1999).

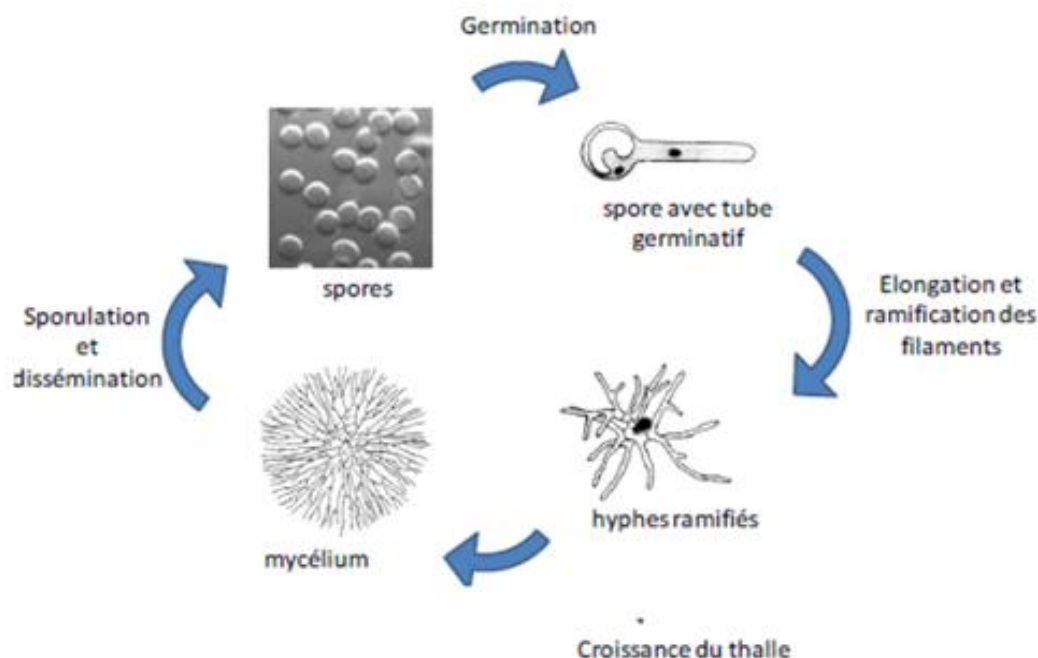


Figure 4 : Cycle de vie des moisissures (www. *Aspergillus*. man. ac. Uk).

1.1.5. Morphologie

Elles sont multicellulaires mais la notion de cellule est assez floue car la structure est mycélienne et coenocytique. La paroi est riche en cellulose ou en chitine. Le corps ou thalle d'une moisissure est fait de deux parties : Le mycélium et les spores. Le mycélium est un ensemble de plusieurs filaments appelés hyphes. Chaque hyphe mesure 5 à 10 µm de diamètre possède un cytoplasme commun (Ait Abdelouahab, 2001). Chez la plupart des moisissures, les hyphes sont divisés par les cloisons ou septa (septum singuliers) on les appelle alors hyphes segmentés ou septés ; Dans quelques classes de mycètes, les hyphes ne contiennent pas de cloisons et ont l'aspect de longues cellules continues à noyaux multiples ; ils sont appelés cénocytes (Tortora *et al.*, 2003) (Fig.5).

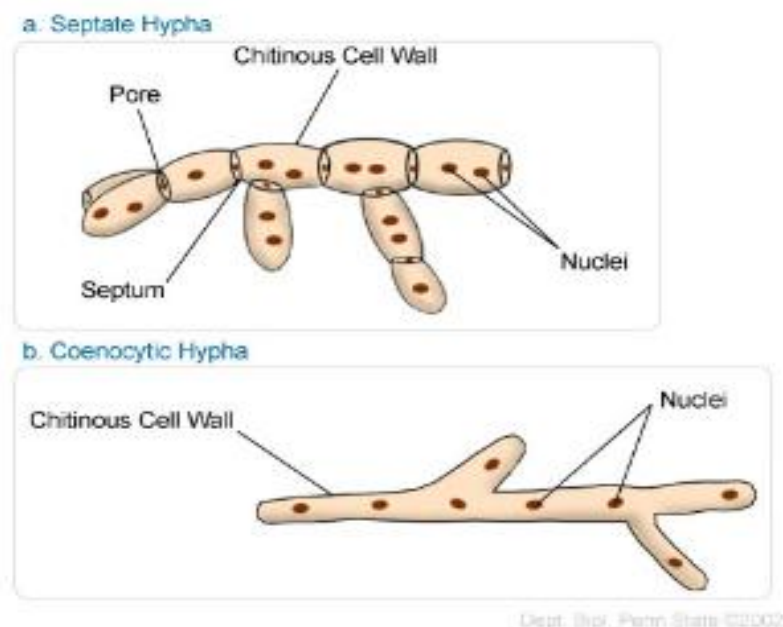


Figure 5 : Les différentes structures des hyphes fongiques.

1.1.6. 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).

1.1.7. Reproduction

Le cycle sexuel des champignons se déroule en trois étapes : plasmogamie, caryogamie et méiose (Jennings & Lysek, 1996). La plasmogamie correspond à la fusion cellulaire entre deux cellules haploïdes. La cellule résultante est appelée dicaryon car elle possède deux types de noyaux haploïdes. Les deux noyaux vont fusionner lors de la caryogamie puis la méiose va convertir une cellule diploïde en quatre cellules haploïdes (Carlile & Watkinson, 1994) (Fig. 6). On recense également des modes de reproduction différents de celui qui précède : certains organismes garderont un mode de vie haploïde, d'autres un mode de vie uniquement diploïde, tandis que certains organismes (Deutéromycètes) n'ont pas de capacité de reproduction sexuée (Carlile & Watkinson, 1994). Les Gloméromycètes ont quant à eux un mode de reproduction très mal compris même si le mode de reproduction asexuée soit généralement accepté chez les organismes de ce phylum (Schüßer *et al.*, 2001 ; Redecker, 2002). En effet, la diversité intraspécifique élevée pour ce phylum peut être expliquée par des phénomènes de recombinaison dans les hyphes et spores coenocytiques (Vandenkoornhuyse *et al.*, 2001) ou par réassortiment de noyaux différents (Sanders, 2004). Les spores peuvent être répandues dans le milieu de façon passive ou active par le champignon mais leur dispersion se fera toujours passivement, selon différents modes : une dispersion par le vent, par les animaux (notamment les insectes), mais également par la graine des plantes colonisées (Carlile & Watkinson, 1994). L'eau est aussi un vecteur important de dissémination des spores ; il est à noter que les zoospores (chez les organismes du phylum *Chytridiomycota*) ont la faculté de nager grâce à leur flagelle (Carlile & Watkinson, 1994).

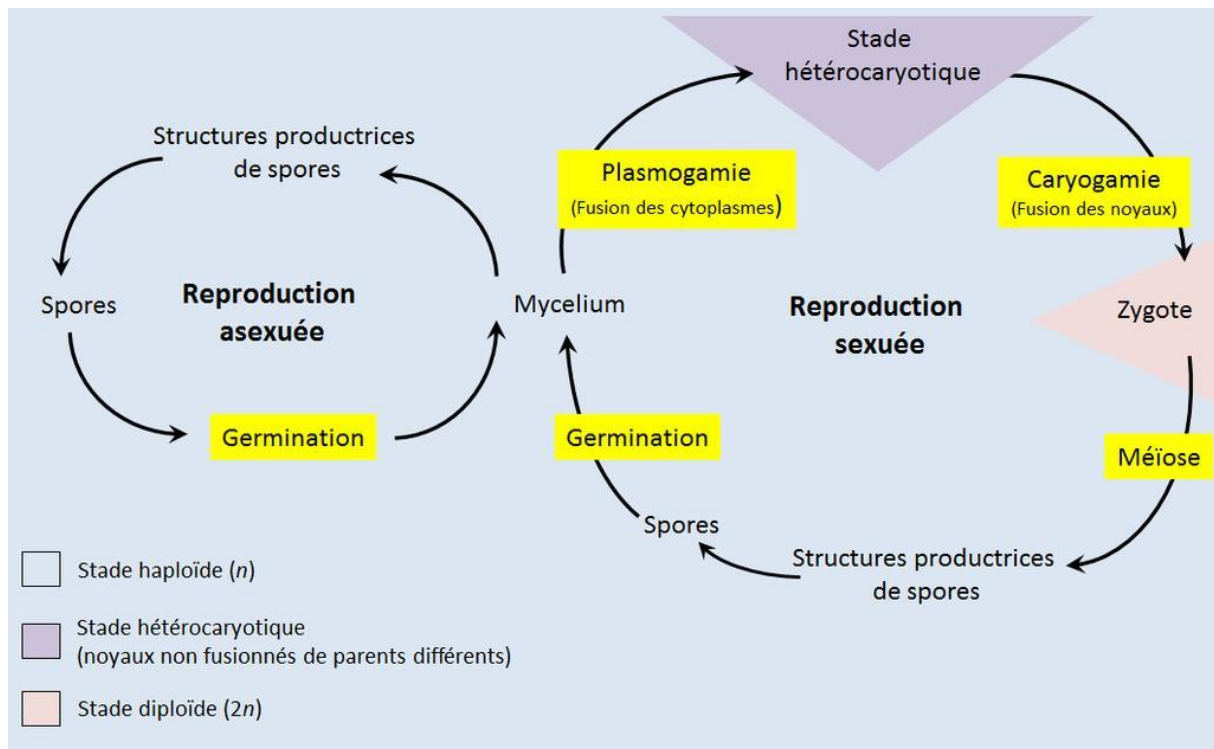


Figure 6 : Reproduction chez les champignons.

2. Champignons marins

Comme tous les micromycètes, les champignons marins sont 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. Leur mode de reproduction est sexué et/ou asexué. La colonie fongique née à partir d'une spore, qui émet un bourgeon germinatif, se développe en hyphes (structure cellulaire tubulaire siphonnée ou cloisonnée). Cet hyphes se multiplie en un important réseau enchevêtré d'autres hyphes : le mycélium, d'apparence très variable et qui envahit le substrat par zones concentriques. Les champignons de la mer sont définis selon leurs besoins environnementaux et physiologiques. D'après Khudyakova *et al.* (2000), 98 % des espèces fongiques trouvées dans le milieu marin sont marines facultatives, représentées surtout par les genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Wardomyces*, *Chrysosporium* et *Chaetonium*. Objet de controverse (Miller, 1994 ; **Gareth-Jones et al., 2001**), le nombre d'espèces de champignons filamenteux marins est estimé par Kohlmeyer et Kohlmeyer (1979) à 500. **Schaumann (1993)** avance le nombre de 6000 espèces, alors que **Gareth-Jones (1997)** le limite à 1500. Toujours est-il que ces chiffres sont révisés par la découverte régulière de nouvelles espèces, et selon que les auteurs considèrent ou non les

levures et les Phycomycètes (champignons caractérisés par un thalle à hyphes non cloisonnés) (Liberra et Lindequist, 1995). Cependant, la plupart des espèces fongiques marines (comme celles des profondeurs ou celles qui colonisent les algues tropicales) attendent encore d'être décrites (Gareth-Jones, 1998).

2.1.Répartition géographique et biotope

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

- La température
- La salinité
- La teneur en éléments nutritifs
- La pression hydrostatique
- La concentration d'oxygène

Présents dans toutes les mers et océans, les micromycètes marins sont répartis sur le littoral, les plages sablonneuses, mangroves et les eaux profondes, même dans les profondeurs abyssales à plus de -5000 m (Kohlmeyer, 1977 ; Brisou, 1975 ; **Pang *et al.*, 2004**). La microfonge marine des grandes profondeurs reste de ce fait très peu connue (Liberra et Lindequist, 1995 ; **Vishwakiran *et al.*, 2001**). Transportées par des supports inertes ou vivants sur lesquelles elles s'adsorbent, les spores fongiques sont véhiculées par les courants marins (Brisou, 1975) et atteignent les 5 zones mycogéographiques marines à travers le globe terrestre : arctique, tempérée, subtropicale, tropicale et antarctique (Kohlmeyer, 1983). Leurs répartitions et fréquence restent plus constantes au niveau des sédiments, sur le plancton côtier et de haute mer, dans les mollusques et intestins de poissons (Brisou, 1975). Beaucoup de micromycètes marins vivent sur des algues, bois, feuilles et autres corps organiques végétaux et animaux en décomposition, boues, sable et corail (Hyde *et al.*, 1998). Ils sont également présents sur des mollusques, coquillages, crabes et éponges ainsi que dans le tractus gastro-intestinal de poissons et certaines espèces sont d'importants pathogènes en milieu marin. D'autre, comme *Schizochytrium aggregatum*, sont de plus des réservoirs naturels de virus pathogènes qu'ils transmettent ainsi à leurs hôtes (Sollic, 2004). D'autres espèces forment des lichens avec des algues marines sur les rochers côtiers, alors que certaines sont libres et flottent dans le plancton (Endomycètes).

2.2. Relations biologiques

Les champignons marins (organismes hétérotrophes) vivent aux dépens de substrats organiques, dont ils tirent l'énergie grâce à un arsenal d'enzymes tout comme leurs homologues terrestres (Liberra et Lindequist, 1995). On leur connaît des interactions avec les algues marines, les plantes vasculaires, les invertébrés, les poissons et les mammifères (Stanley, 1992). Les relations biologiques des champignons marins avec le monde vivant sont de plusieurs types :

- **Saprotrophes** : Ils sont activement responsables de la dégradation des substrats ligneux marins riches en lignocelluloses (cellulose, hémicellulose et lignine) (**Kohlmeyer et Kohlmeyer, 1995**). Ils contribuent également à la dégradation des cadavres animaux marins (Sridhar et Prasannarai, 2001).

- **Parasites** : Les mycoses ont un impact important dans l'environnement marin et agissent comme un facteur naturel limitant de plantes aquatiques, d'algues et d'animaux (intestins de poissons et Crustacés). Ils provoquent de sérieuses infections chez les invertébrés marins, et affectent le développement des œufs et des larves de Crustacés. Les champignons mitosporiques sont les mycopathogènes marins les plus fréquents (*Fusarium sp.* chez les Crustacés, *Cladosporium sp.* chez le poulpe, *Phialospora sp.*, infections internes chez les poissons, *Ichthyophonus sp.*, inflammation par enkystement des muscles de poissons) (**Polglase et al., 1986**).

- **Symbiotes** : Forment un lichen (ex. *Chadefaudia corallinarum* s'associe avec l'algue *Dermatoliton sp*) ou une mycophycobiose (relation d'intérêt mutuel entre un champignon et une macroalgue) démontrée par la relation obligatoire et protectrice pour l'algue entre *Turgidosculum complicatum* et la macroalgue *Praseola borealis* (Kohlmeyer et Kohlmeyer, 1979 ; Stanley, 1992 ; Hyde et al., 1998). Les champignons marins représentent un maillon important dans les chaînes alimentaires de l'écosystème marin et sont eux-mêmes une source de nourriture pour d'autres organismes marins. Ils colonisent et forment des structures communautaires sur les substrats vivants et morts, submergés dans la mer (**Hughes, 1975 ; Cuomo et al., 1995 ; Liberra et Lindequist, 1995**). Par ailleurs, la survie de ces micromycètes dans le monde marin, face à la rude compétition avec d'autres organismes, dépend entièrement de la production de métabolites secondaires. La dominance de certains genres sur certains substrats marins s'explique par leur production de molécules fortement bioactives, comme c'est le cas de *Corollospora maritima* et *Halocyphina villosa* (Cuomo et

al., 1995 ; Liberra et Lindequist, 1995), 57% des espèces isolées de la Mer du Japon se sont montrées bioactives (hémolytiques), notamment des souches de *Trichoderma sp.* et d'*Aspergillus sp.* (Khudyakova *et al.*, 2000). Les champignons du genre *Trichoderma* se sont également montrés neurotoxiques vis-à-vis de larves de diptères (Sallenave, 1999).

1. Introduction :

les mollusques bivalves restent les espèces cosmopolites les plus utilisés, en France le Réseau National d'Observation (RNO), en 1974 et le Programme National Oceanic and Atmospheric Administration (NOAA), aux USA actif dès 1978 ont intégré le concept 'MUSSEL WATCH' ou « organisme sentinelle » (Casa, 2005), destiné à observer la qualité du milieu marin pour participer à la prise de décision en terme de politique environnementale, basé sur le fait que ces organismes marins concentrent les contaminants, en particuliers les métaux et les organo-métaux, en relation avec les concentrations présentes dans le milieu ceci a été démontré par des mesures concrètes et des statistiques fiables (Goldberg, 1975).

2. Anatomie

Les mollusques possèdent un corps mou qui la plupart du temps est protégé et renforcé par une coquille. Ils sont caractérisés par une symétrie bilatérale. Leur corps peut être divisé en trois parties principales, un pied musculeux qui sert habituellement au déplacement, une masse viscérale qui contient la plupart des organes internes. Un manteau qui couvre la masse viscérale et peut sécréter une coquille. Chez de nombreux mollusques, le manteau se prolonge et forme un compartiment rempli d'eau, appelé cavité palléale, dans lequel baignent les branchies, l'anus et les pores excréteurs (**Boués, 1962**)

La moule adulte est formée de deux valves lisses, identiques et oblongues. La coquille laisse échapper un faisceau de filaments bruns et solides, le byssus, communément appelé barbe. L'extérieur de la coquille est bleuâtre et luisant, mais parfois brun pale et strié, tandis que l'intérieur est généralement pourpre. Dans la coquille, la chair de la moule est le plus souvent de la couleur rose ou orangée (femelle) ou blanchâtre (male).

le genre *Mytilus* , la famille de *Mytilidés*, comprend trois espèces : *Mytilus edulis* Linné, *Mytilus californianus* Conrad et *Mytilus crassitesta* Lischke. Il existe plusieurs sous-espèces dont *Mytilus galloprovincialis*.

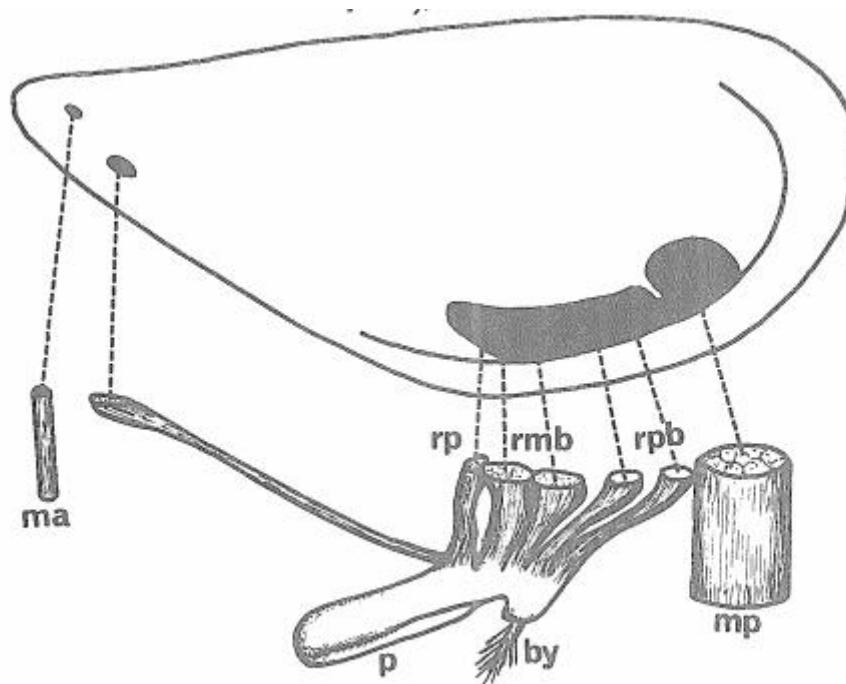


Figure 7 : Disposition des insertions musculaires sur la coquille de *Mytilus galloprovincialis*

- ma = muscle adducteur antérieur
- mp = muscle adducteur postérieur
- rab = retracteur antérieur du byssus
- rmb = retracteurs moyens du byssus
- rpb = rétracteurs postérieurs du byssus
- rp = tracteur du pied

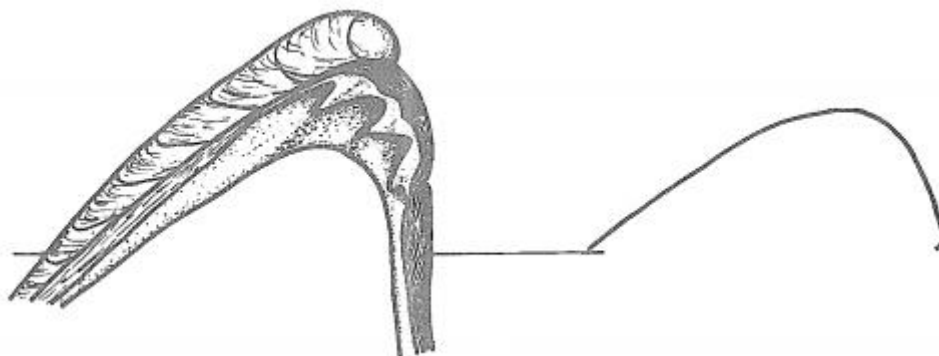


Figure 8 : Charnière de la valve gauche de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).

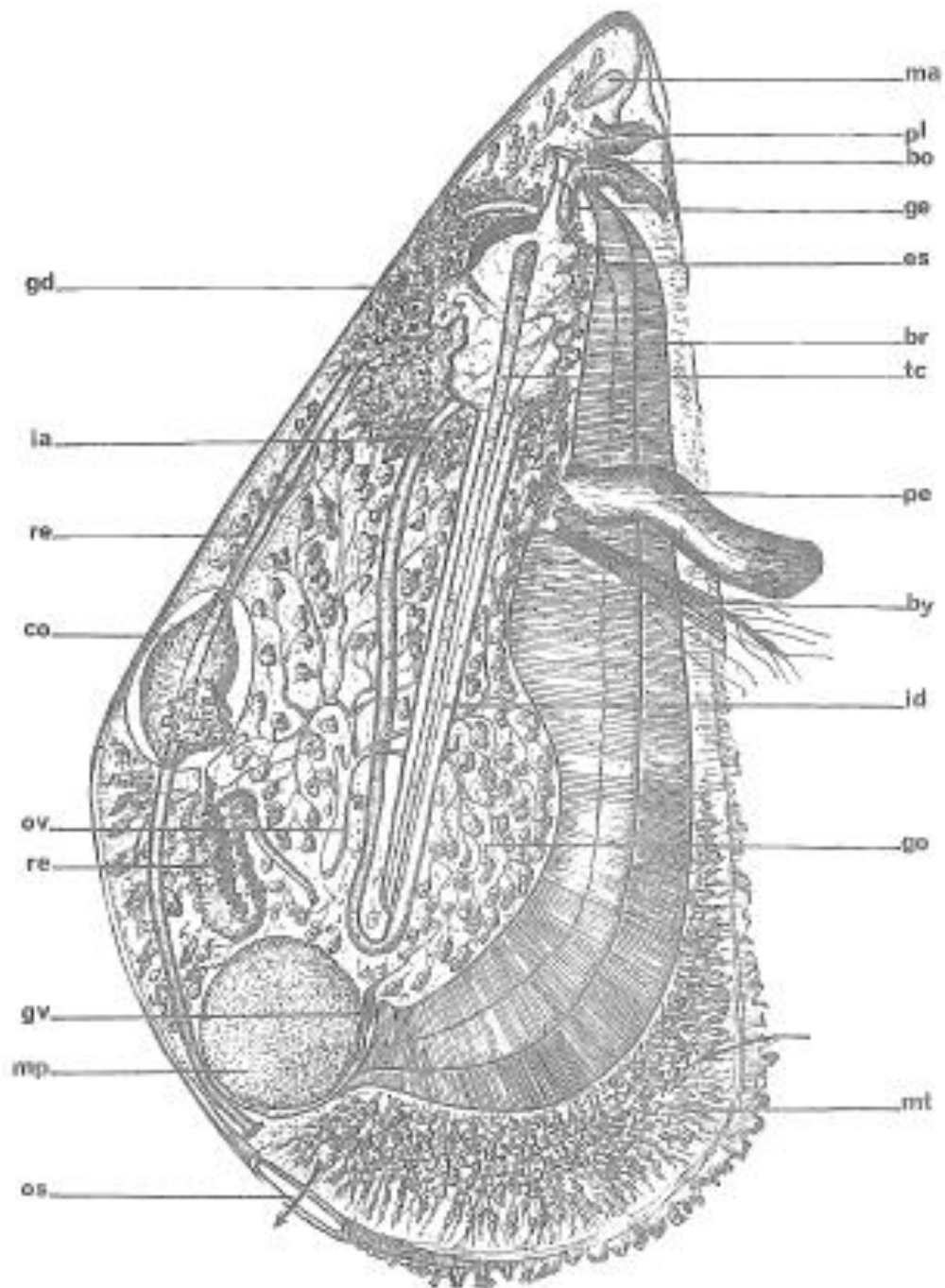


Figure 9 : Anatomie de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).

br = branchie

by = byssus

co = pericarde et cœur

es = estomac

go = g. cérébroïdes

gd= glande digestive

go= gonade

gv= g. viscéraux

ia= intestion postérieur ascendant

id= intestin antérieur descendant

ma= muscle adducteur antérieur

mp= muscle adducteur postérieur

ov= oviducte ou spermiducte

pe= g. pédieux

pl= palpes labiaux

re= rectum

tc= tige cristalline

3. Nutrition et Croissance

3.1. Prise de nourriture

Les moules sont des "suspensions feeders" filtrant l'eau de mer, Les cils tapissant le manteau et les branchies déterminent un courant d'eau qui traverse la cavité palléale suivant des itinéraires très précis (Atkins, 1936) et qui est rejeté au niveau de l'ostium, L'eau est filtrée à travers les branchies, les particules étant prises en charge par les tractus ciliaires qui les recouvrent en s'accumulant dans les sillons branchiaux, Ces derniers fortement ciliés acheminent les particules englobées 'le mucus vers les palpes labiaux qui prennent en charge ces cordons muqueux et les conduisent, toujours par mouvements ciliaires vers la bouche. La filtration par la moule est un phénomène continu (Lubet et Chappuis, 1966) mais présentant des variations pseudo rythmiques de courte durée qui semblent être sous la dépendance des ganglions nerveux, elle ne semble pas obéir à un rythme nycthénial mais elle est toujours plus forte lorsque les animaux ont subi une émergence de quelques heures.

3.2. Nourriture

Les moules se nourrissent de phytoplancton et de matières organiques en suspension (Field, 1922; Desgouille, 1969; Desgouilles et Caty, 1969; Jensen et Sakhsang, 1970).

L'analyse des contenus stomacaux a été réalisée et des listes d'espèces phytoplanctoniques données, elles varient considérablement selon les régions mais montrent une prédominance des Diatomées et des Péridiniens dont certaines espèces peuvent avoir des effets toxiques (Furnestin *et al.*, 1966). Il faut insister sur le rôle fondamental joué par les matières organiques en suspension dans l'alimentation des moules. Ronkin (1950) et Pomeroy (1954) ont montré qu'une partie des phosphates utilisés par l'animal était prélevée dans l'eau de mer. Enfin Pequignat (1972) met en évidence l'extraordinaire possibilité de pénétration et de concentration par la moule de petites molécules organiques dissoutes (sucres, aminoacides). Le volume de nourriture capturé par la moule chaque jour n'a pu être encore déterminé.

3.3. Croissance

Elle dépend des conditions du milieu où vit la moule, en particulier de la richesse de l'eau en aliments particuliers et dissous, de la durée donc de prise de nourriture, de la température et des facteurs mécaniques susceptibles de gêner l'extension du manteau.

La grande variabilité de ces facteurs d'une station à l'autre se matérialise par une extrême variabilité dans la morphologie des coquilles et dans les taux de croissance en longueur, en hauteur et en épaisseur. La croissance linéaire de *Mytilus galloprovincialis*, suivant le grand axe des individus est de type exponentiel; elle se ralentit avec l'âge.

4. Reproduction

4.1. Maturité

L'âge des animaux ayant atteint la première maturité sexuelle est variable; il dépend de la saison de fixation du naissain et des facteurs du milieu agissant sur la croissance et le métabolisme (nutrition, température, salinité, zonation, etc.). D'après les observations, cet âge se situerait entre 5 et 8 mois après la fixation, les animaux atteignant alors des tailles comprises entre 15 et 35 mm de longueur. Les individus fixés en automne peuvent être murs à la fin de l'hiver ou au printemps de l'année suivante (6 à 8 mois); ceux fixés au printemps au début de l'automne (5 à 6 mois). La taille atteinte par ces animaux au moment de la première maturité sexuelle est très variable; elle est plus importante dans les stations infralittorales où l'apport nutritionnel est important. Une fois instaurée, l'activité sexuelle de l'animal durera toute sa vie, avec de brèves périodes de repos (stade 0) de 1 à 2 mois pendant lesquelles le

gonades régressent fortement alors que la masse viscérale et le manteau sont envahis par des cellules de réserve renfermant lipides et glycogène.

Pendant le cycle sexuel annuel (Lubet, 1959), la gonade passe par des périodes de gamétogénèse intense aboutissant à la ponte ou à l'éjaculation puis après l'émission des gamètes, elle est à nouveau le siège de phénomènes de restauration pouvant aboutir après un temps minimum d'un mois à une nouvelle phase de maturité, Un même animal peut donc pondre plusieurs fois pendant son cycle sexuel.

4.2. Fécondation

La fécondation est externe et se fait dans l'eau de mer. Toutefois, il est fréquent d'observer dans les moulières que beaucoup d'animaux libèrent leurs gamètes simultanément (Lubet, 1959), Dans ce cas, la fécondation peut avoir lieu dans la cavité palléale mais il n'y a jamais d'incubation des germes ou larves, Ce synchronisme dans l'émission des gamètes à été expliqué (Lubet, 1959) par l'action de stimuli externes qui déclencheraient l'éjaculation chez les males murs ; Le sperme actif semblerait sécréter ou véhiculer une substance qui stimulerait électivement la femelles mûres entraînant la ponte, ce qui faciliterait la fécondation. Il est difficile de dire si cette substance est réellement liée au sperme (Lubet, 1959) ou s'il ne s'agit pas d'un phéromone libérée en même temps que les gamètes.

4.3. Gonades

Les gonades ne constituent pas un organe anatomiquement distinct chez les Mytilidés mais sont formées de tubules envahissant la masse viscérale et le manteau, il est donc impossible d'établir des relations entre leur poids et celui de l'animal, son âge ou sa longueur. Toutefois, il nous a paru important de préciser l'évolution histologique et cytologique de ces gonades grâce à laquelle nous avons pu établir une échelle de stades (Lubet, 1959).

***Stade I**

Repérable chez les animaux accomplissant leur premier cycle sexuel et chez les moules ayant terminé la phase de repos sexuel (stade 0). Dans tous les cas, cette étape est très rapide et peut être caractérisée par l'aspect particulier du manteau, on observe chez les jeunes animaux la formation de tubules gonadiques qui envahissent la masse viscérale et le manteau (multiplication des gonocytes et des spermatocytes ou ovocytes) (Le Gall, 1971), chez les animaux ayant terminé la phase de repos sexuel, ce stade correspond à la restauration des

tubules gonadique qui redeviennent apparente mais restent encore noyés dans le tissu de réserve inter- folliculaire

***Stade II**

Il correspond à la phase de gamétogénèse intense (fin de l'été début de l'automne). On peut repérer dans la gonade male toutes les images cytologiques de la spermatogénèse et de la spermiogénèse (présence des différentes catégories cellulaires: spermatogonies, spermatocytes 1 et 2, spermatides et quelques rares spermatozoïdes non fonctionnels). Spermatides et spermatozoïdes sont disposées en travées rayonnantes caractéristiques. Chez les femelles, toutes les étapes de l'ovogénèse sont présentes: ovogonies, jeunes ovocytes en prévitellogénèse au cytoplasme riche en R.N.A., ovocytes à différents degrés d'accroissement mais encore fortement enracinés sur la paroi du tubule. Il n'existe pas de cellules folliculaires. On observe également la réduction du tissu de réserve interfolliculaire (cellule adipo granuleuses et cellules vésiculeuses).

***Stade III A-1**

Ovogénèse et spermatogénèse sont pratiquement terminées, les gonades ayant alors atteint leur état maximum de réplétion. Le poids des animaux est alors maximum ainsi que leur teneur en glucides, lipides et azote (Boucart et Lubet, 1963). Toutefois, ces animaux sont encore incapables de pondre ou d'éjaculer. Les tubules mâles renferment presque uniquement des spermatozoïdes non fonctionnels et quelques spermatogonies sur les parois; les spermatozoïdes sont encore disposés en travées rayonnantes. Chez les femelles, à part quelques ovogonies et ovocytes en prévitellogénèse repérables sur les parois, toute la lumière du tubule est occupée par des ovocytes (50-60 micron) à contours polygonaux, fortement intriqués entre eux et bien enracinés sur la paroi.

***Stade III A-2**

Ce stade "instable" (Lubet, 1959) est fondé sur des caractères cytologiques et physiologiques. Les animaux sont excitables et répondent par la ponte ou l'éjaculation aux stimuli externes. Cytologiquement, les tubules mâles sont caractérisés par une répartition homogène du sperme qui est actif dans l'eau de mer. Chez les femelles, les ovocytes ont perdu leur forme polygonale. Le contour de la vésicule germinative s'est estompé et le pédoncule est

devenu très grêle. Tout se passe comme si la perméabilité cellulaire s'était modifiée permettant la turgescence des ovocytes.

***Stade III B**

"Spent". La ponte ou l'éjaculation peuvent être totales ou partielles. L'examen histologique montre un très grand nombre de tubules vides ne renfermant plus que des gamètes résiduels. Toutefois, les cellules germinales, les ovogonies ou spermatogonies commencent à se multiplier de façon importante. Le manteau est devenu très mince, les teneurs en glucides et lipides totaux minimales, les animaux sont alors très fragiles.

***Stade III C**

Il correspond à la restauration de la gonade après l'émission des gamètes. Les séquences de la gamétogénèse décrites pour le stade II se retrouvent avec les mêmes images cytologiques. Toutefois ce stade diffère du stade II par la présence de tubules gonadiques de grande taille et l'absence ou l'extrême réduction des cellules de réserve intra tubulaires (cellules adipogranuleuses et cellules vésiculeuses à glycogène). Il se situe toujours après une phase de maturité, sans l'interruption due au repos sexuel. Chaque animal peut présenter au cours du cycle sexuel deux à quatre phases de restauration qui conduisent à une nouvelle maturité (stades III A-1 et A-2).

L'amplitude de la phase de restauration diminue vers le mois de mai, la quantité de gamètes produits devenant de plus en plus faible. Finalement, en juin ou juillet, le volume des tubules diminue considérablement, les espaces entre les tubules étant envahis par des amibocytes qui sont vraisemblablement à l'origine des cellules de réserve de type adipogranuleux.

Les cellules vésiculeuses se multiplient au cours du printemps et de l'été, leur cycle semblant indépendant de celui du cycle sexuel (Boucart et Lubet, 1963).

***Stade 0**

Il correspond à la période de repos sexuel qui est très brève chez *Mytilus galloprovincialis*

*** Discussion**

Les séquences de ce cycle sexuel varient en fonction des stations. Chez les animaux de l'étage médiolittoral soumis à des émergence ou dans des régions où les dessalures sont fréquentes, la durée du stade 0 est allongée. Au contraire, lorsque les conditions hydrologiques sont relativement stables (moulières infralittorales) et la nourriture très abondante, il est fréquent de voir que le stade 0 est à peine indiqué par une plus grande prolifération du tissu de réserve qui est présent toute l'année et par une activité sexuelle réduite mais qui ne s'arrête pas complètement.

5. Hydrodynamique

Par leur byssus qui les fixe fortement, leur forme allongée et leur orientation sur le substrat, les moules résistent avec efficacité aux actions mécaniques en milieu agité (action des courants, des vagues, etc.), il peut donc sembler paradoxal de rencontrer des moulières sur des substrats de mode battu (rochers médio et infralittoraux) ou de mode protégé (baies, étangs, zones portuaires). Les moules peuvent même envahir des canalisations soumises un débit important. On peut en trouver l'explication au niveau des modalités de fixation des jeunes individus, Il convient de rappeler (Le Gail, 1969) que ces derniers (2 mm de longueur) après une migration plus ou moins importante choisissent pour se fixer, dans les zones de mode battu, des substrats qui les protègent des actions hydrodynamiques les plus violentes mais qui sont soumis à certaines turbulences. Dans les régions de mode protégé, les moulières se rencontrent toujours sur des substrats soumis l'action des vagues ou des courants, Il est donc vraisemblable que le naissain recherche certains types de turbulences qui restent à étudier, mais qu'il se fixe dans des cavités qui le protègent des actions hydrodynamiques violentes (fissures, moulières préexistantes, balanes mortes, etc.).

6. Pollutions

Les moules prospèrent dans des zones soumises à de fortes pollutions bactériologiques (zones portuaires, sorties d'égouts). La recherche des germes pathogènes occupera une place fondamentale dans le choix des emplacements destinés à la myticulture (zones salubres), l'exploitation des gisements naturels et le contrôle des stations d'épuration. On ne connaît pratiquement rien sur les effets des pollutions chimiques. Les moules peuvent accumuler certains carbones cancérogènes (Benzopyrène), il semblerait que certains insecticides qui restent à déterminer auraient une incidence sur la production et la fixation du byssus, les animaux atteints à se détacher du substrat.

7. La Mytiliculture

L'aquaculture des moules est une des formes d'aquaculture les plus anciennes puisqu'on retrouve des traces de récolte de moules en Espagne datant d'au moins 400 ans. **(Caceres-Martinez & Figueras, 1998).**

L'aquaculture en général et de moules en particulier s'est répandue pratiquement partout dans le monde et représente une voie de production de nourriture de plus en plus importante pour subvenir aux besoins de la population mondiale **(Smaal, 2002).**

Aujourd'hui, les principaux producteurs sont la Chine, l'Espagne, les Pays-Bas, la France, la Nouvelle-Zélande ... **(FAO, 2009).** D'une façon générale l'aquaculture a connu un fort développement dans les dernières décennies et en particulier la mytiliculture car elle demande souvent des investissements inférieurs à d'autres types d'élevage **(Cranford et al., 2003).**

7.1. Différentes techniques qui existent

Exceptionnellement ce projet est basé sur la mytiliculture d'où cette dernière a pris naissance en Europe et s'y est développée de façon importante depuis un siècle.

Les principales méthodes utilisées dépendent de l'amplitude des marées, de la morphologie des côtes et de la nature du substrat :

- La culture par épandage : sur les parties basses des plages est pratiquée en France (Bretagne : parcs du Croisic) ou sur des bancs peu profonds (Pays-Bas).
- La culture sur bouchots : originaire de la baie de l'Aiguillon en France, est largement pratiquée en Charente, Vendée, Bretagne nord, Normandie.
- La culture sur cordes : s'est primitivement développée dans les mers sans marées ou à faibles marées (Méditerranée, Adriatique). Les mollusques sont fixés sur des cordes suspendues à des parcs établis dans des baies protégées ou des étangs littoraux.

7.1.1. Technique de la culture sur cordes

A. Récolte du naissain

La récolte du naissain se fait sur les substrats les plus variés et sur des collecteurs immergés. En Méditerranée, il est fréquemment employé des funes, câbles usagés, coco, très effilochés et présentant des filaments rugueux, Le Gall (1969) a employé avec succès des bandes de coco, largement tissées et présentant des mailles de 0,3 à 0,6 cm. Le naissain se fixe toute l'année mais surtout en automne et au printemps.



Figure 10: photo de naissain

B. Confection des cordes et repiquages

Différents types de cordes sont employées. Les jeunes moules sont placées dans des cordes de jonc dont les torons peuvent facilement s'écarter, Ces cordes sont très vulnérables et ne peuvent supporter une charge importante; les individus se détachent facilement. Aussi convient il de recommander le procédé actuellement utilisé par les mytiliculteurs , les jeunes moules sont calibrées sur tamis à la taille de 1,5 à 2 cm puis introduites dans un boyau de fil

tressé à mailles de 1 cm que l'on ferme aux extrémités (3 à 5 m de longueur). Cet ensemble est entouré par un filet de cordelette de nylon (3-4 mm de diamètre) à larges mailles (7 à 10 cm) (Fig10). La corde ainsi confectionnée est immergée. Le boyau se détruit rapidement mais les moules ont eu le temps de se fixer fortement par leur byssus, Le filet à larges mailles devient de plus en plus interne par suite du poids de la corde et forme un axe central sur lequel se fixent les animaux. La corde est laissée 8 à 10 mois jusqu'à ce que les moules aient atteint 5-6 cm de longueur. Elle est alors retirée car la croissance serait ralentie du fait de la densité de la population et qu'elle deviendrait peu maniable par son poids élevé (jusqu'à 15 kg par mètre), Les moules sont "dégrappées" et calibrées; On confectionne de nouvelles cordes suivant le même principe (environ 1200 individus par mètre soit 7 à 8 kg). Celles-ci sont immergées 8 à 10 mois (7 à 8 cm); Les moules sont alors livrées à la vente.

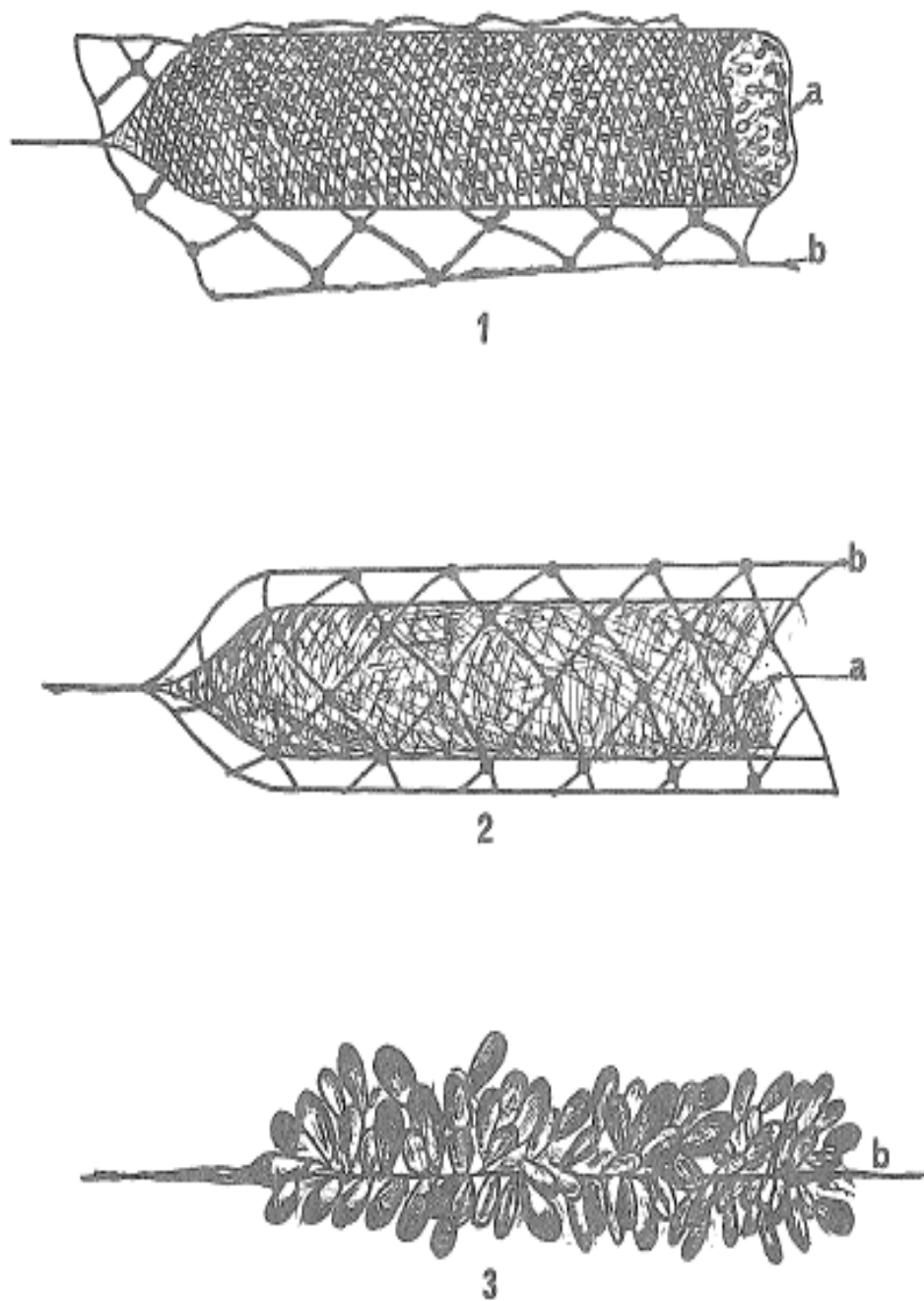


Figure 11 : Confection d'une corde de moules

1= remplissage du boyau avec les jeunes moules

2 =corde prête être posée

3= corde ayant séjournée dans l'eau (destruction du boyau)

a= boyau

b = filet robuste (larges mailles)

7.3. La mytiliculture en Méditerranée

Culture sur cordes en zone non émergente: 1 mètre de corde produit 900 à 1200 moules de 7 à 9 cm, soit un poids de 8 à 10 kg. La distance de chaque corde sur une même travée est de l'ordre de 0,30 à 0,50 m, en fonction de la richesse de l'eau en nourriture, les travées étant en général distantes de 1 mètre.

7.4. Matériel investi

- Construction du parc
- Bateau de préférence à fond plat équipé d'un moteur de 50-80 CV ;
- Tambour pour séparer les moules.
- Pompe pour le lavage des mollusques ;
- Pieux, cordes, filets, paniers, etc ;
- Cabane pour manipulations, soit à terre, soit construite sur le parc.

1. Introduction

La mer Méditerranée couvre une superficie d'environ 2,5 millions de km², ce qui représente près de 0,7 % de la surface totale des océans. Cette mer semi-fermée est bordée par 21 pays et entourée par l'Afrique au Sud, par l'Asie à l'Est et par l'Europe au Nord. (**Garcia et al., 2010**).

Elle revendique tout autant la reconnaissance de sa forte personnalité à partir de ses nombreuses particularités (**Fig 12**), mers d'Alboran, Ligure, Adriatique, Egée, de Crète, qui, bien au delà d'une dénomination géographique, représentent un bagage historique immense et un indicateur de sa diversité.

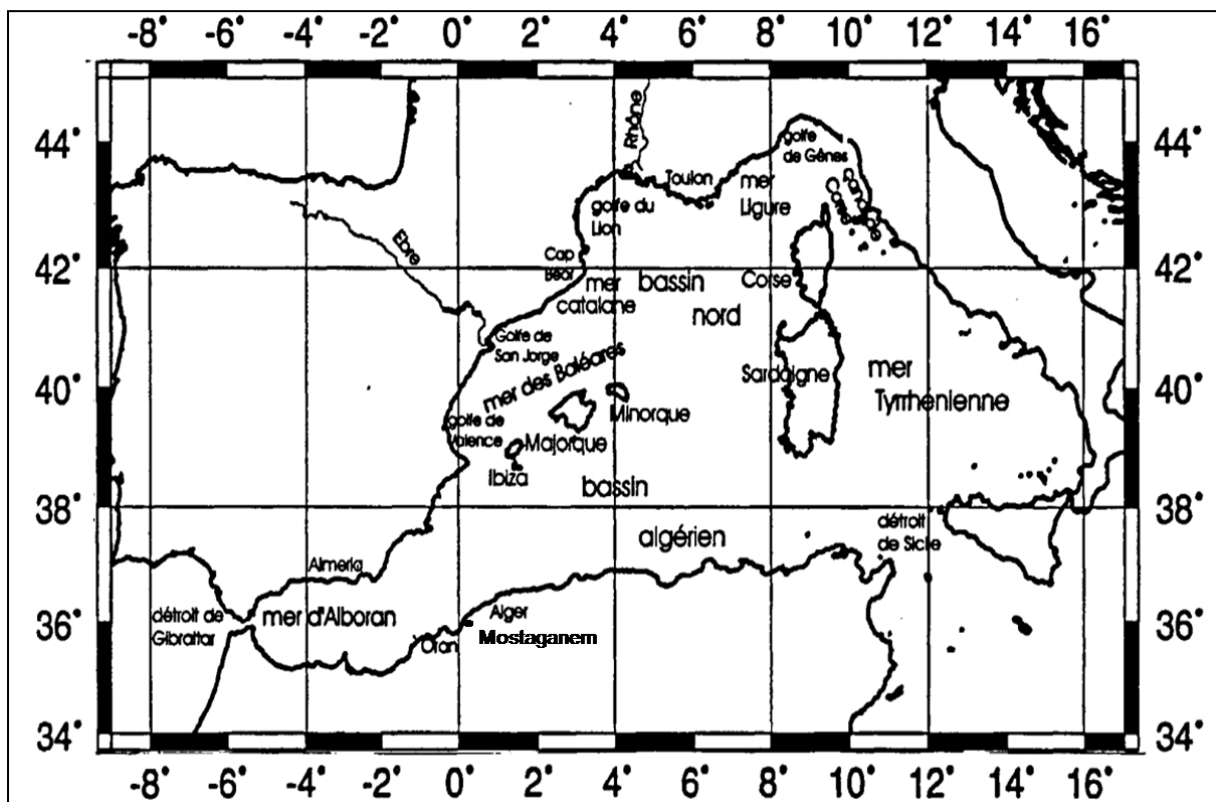


Figure 12 : Situation du bassin méditerranéen occidental et position des différents lieux cités.

2. Caractéristique de la mer méditerranée

Nous avons présenté dans le Tableau n° 02 les caractéristiques générales de la mer méditerranéenne (**kantin et al., 2006**).

Tableau 2 : Caractéristiques générales de la Mer Méditerranéenne

Superficie	3 millions de km ² (mer Noire comprise).
Volume	3,7 millions km ³ .
Profondeur	▪ Moyenne 1370 m. ▪ Maximum 5121 m (fosse de Matapan (Grèce)).
Marée	0,40 en moyenne.
Température	La température de l'eau en surface variable suivant la saison, (entre 21°C et 30° C L'été et entre 10 et 15 °C l'hiver) elle augmente d'ouest en est, à partir de 100 à 200 m la température devient constante ($\pm 13^\circ$).
Salinité	▪ En moyenne 38 ‰. ▪ Elle augmente d'est en ouest (de 37‰ à 39‰).
Principaux fleuves	▪ Le Nil (Egypte). ▪ Le Pô (Italie). ▪ L'Ebre (Espagne). ▪ Le Rhône (France). Le débit moyen pour les 69 fleuves aboutissant en méditerranée 283 km³/an.
Echange en eau	▪ Renouvellement 90ans (entre 77 et 107ans). ▪ Brasage verticale 250ans.
Climat	Il est tempéré ▪ Automne pluvieux. ▪ Hiver doux. ▪ Printemps pluvieux. ▪ Été chaud et sec.

2.1. Hydrodynamique de la méditerranée

La Méditerranée occidentale est une région complexe où se mélange différents types d'eaux. Une eau Atlantique modifiée qui pénètre en surface dans le bassin Méditerranéen par le détroit de Gibraltar (Fig. 12), elle circule dans les zones côtières d'Ouest en Est pour ensuite remontée vers le Nord (**Ascencio et al., 1977**).

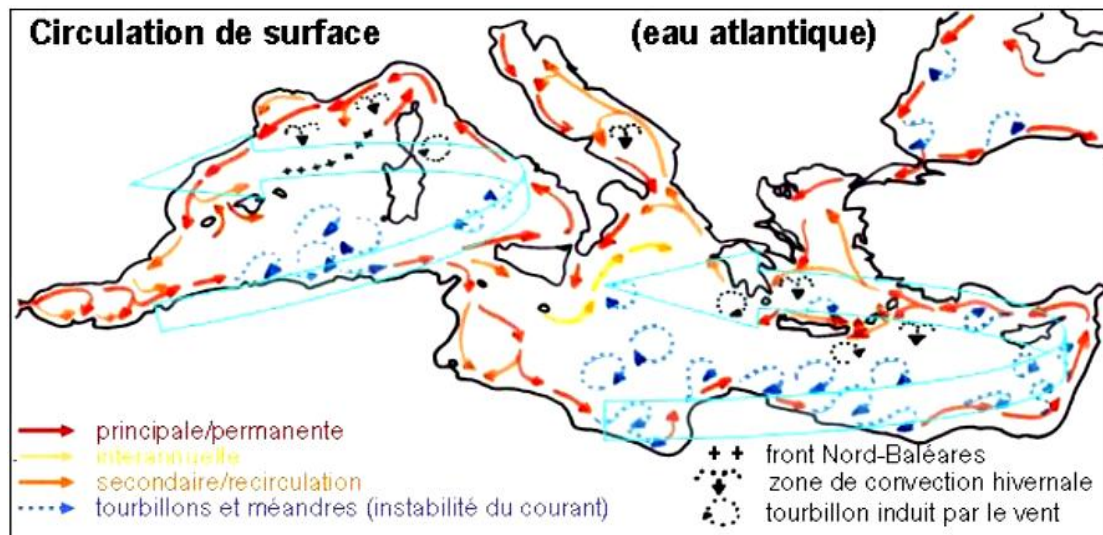


Figure 13: Circulation générale de l'eau de surface en méditerranée occidentale (Millot et Taupier-Letage, 2005).

2.1.1. La houle

La mer est soumise à des mouvements ondulatoires et à des courants généraux. On distingue Trois mouvements ondulatoires principaux, selon la période : la houle, les courants et la marée :

- La marée existe aussi en Méditerranée occidentale. Le marnage (différence entre la haute et la basse mer) moyen y est d'environ 10 cm avec des amplitudes de 30cm sans entrer dans les détails il s'agit de l'attraction du soleil, de la lune et des astres proches de la Terre sur la mer. Quant à la périodicité des marées, elle est due à la rotation de la Terre.
- Les courants dus au souffle des vents, lorsque ceux-ci soufflent longtemps et régulièrement sur une zone. Ce sont les « courants de dérive », différents des « courants de pente » qui existent près des côtes et qui sont dus à une augmentation de la masse d'eau, une surélévation du niveau, et des courants géo-trophiques liés à la variation de salinité de l'eau de mer (où l'eau la plus saline, ou la plus vaseuse, part s'enfoncer sous l'eau la plus légère).
- Les vagues et la houle due par le vent qui souffle. L'ensemble des vagues porte le nom de houle. Trois facteurs sont responsables de la vague : la force du vent, la durée de son action et la distance (ou fetch) le long de laquelle le vent peut exercer son action sur l'eau.

2.2. Le littoral algérien

Le littoral algérien s'étend sur 1200 km. Il représente un écosystème fragile et constamment menacé de dégradation en raison de la concentration de la population (2/3 de la population sur 4% du territoire seulement), des activités économiques et des infrastructures le long de la bande côtière) (M.A.T.E, 2000).

Dans le cadre de cette étude, nous avons choisi le littoral de Mostaganem et celui d'Oran et en particulier deux stations Stidia et Kristel car on y trouve des fermes conchylicoles.

2.2.1. Le littoral de Mostaganem

Mostaganem est une wilaya côtière située à l'Ouest de la capitale, à environ 360 Km et à 80 Km à l'Est d'Oran. Son littoral s'étend sur une longueur de 124,5 Km (Fig.13) et traverse dix (10) communes (Fornaka, Stidia, Mazagran, Mostaganem, B.A Ramdane, Hadjadj ; Sidi Lakhdar, Achaacha et Ouled Boughalem).

Cette ville se caractérise par un climat semi-aride tempéré en hiver et une pluviométrie qui varie entre 350 mm sur le Plateau et 400 mm sur les piémonts du Dahara. Elle couvre une superficie de 2 269 Km² et limitée (A.N.D.I. 2014) :

- A l'Est par les wilayas de Chlef et Relizane.
- Au Sud par les wilayas de Mascara et de Relizane.
- A l'Ouest par les wilayas d'Oran et de Mascara.
- Au Nord, par la mer Méditerranée.

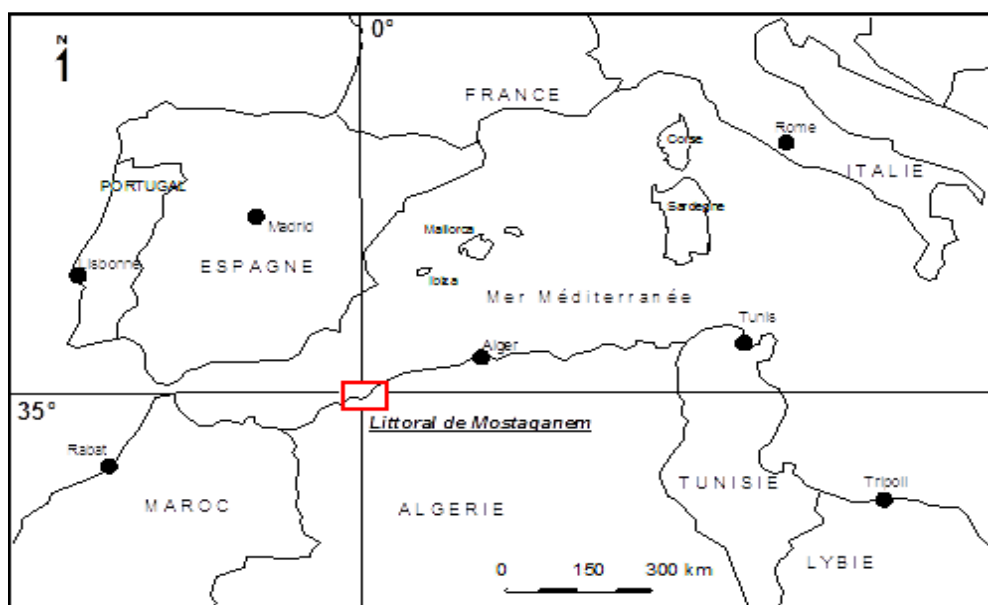


Figure 14: Littoral de Mostaganem (Ghodbani et al., 2016).

2. 2.1.1. Stidia

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



Figure 15 : Carte géographique de Stidia (Google Earth ,2018).

2. 2. 1. 2. Cordonnées géographiques de la plage de Stidia

Les cordonnées géographie de Stidia sont définis comme suit :

Latitude: 35°49'4.62"-

Longitude: 0°2'29.55"

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 station d'une distance de 550 m entre eux, 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).

Plusieurs effets ont une influence sur la plage de stidia, l'urbanisation par le non respect de la distance réglementaire du littoral (100m) et Selon Karfouf et al. (2015), la

décharge des eaux urbaines de la population indigène qui vive sur la cote de la plage est rejeté directement dans la mer.

2.2.2 Le littoral oranais

Bordée sur 30km de terres élevées, la baie d'Oran dessine une presque parfaite circonférence, définie par un diamètre imaginaire du Cap Falcon, à l'Ouest, jusqu'au Cap de l'Aiguille à l'Est, ou se succèdent trois avals d'effondrement, séparés par des fractures transversales (Leclaire, 1972).

De la pointe de Mers El-Kébir à celle de Fort Lamoune et sur 7 km une rade s'enserme entre les mâchoires des deux djebels rocheux : le Santon au Nord et le pic de l'Aïdour à l'Est. A ces deux reliefs, s'accroche le plan incliné, dissymétrique et incurvé du Murdjadjo (Leclaire, 1972).



Figure 16 : Littoral oranais

([\)](https://www.google.dz/search?q=littorale+oranais&source=lnms&tbm=isch&sa=X&ved=0ahUKEwjSzLW72rfdAhUoNOwKHdD_BC4Q_AUICigB&biw=1366&bih=662#imgsrc=XgCLaQPefGer0M:)

2.2.2.1. Kristel

Elle se trouve implantée entre les deux caps formants la grande baie d'Oran, le cap Ferrat au Nord et le cap Falcon au Sud-Est. Topographiquement, elle est dotée d'une façade maritime exposée vers le Sud Est, donnant à ce site une belle situation géographique d'où vient son appellation Kristel du mot Cristal.

Kristel est située au Nord-Ouest de Gdyl sur les versants Ouest du djebel Bouchemaine d'une altitude de 426 m et celui de Kristel ayant une latitude de 497 m. cet enclavement lui permet en revanche d'entretenir des relations très étroites avec Oran son chef-lieu de wilaya (CNTS.2002).



Figure 17 : Carte géographique de Kristel (Google Earth, 2018).

2. 2.2.2 Cordonnées géographiques de Kristel

Géographiquement, elle est localisée selon (Seddik, 2008).

Latitude: 35° 50' 478'

Longitude: 00° 29' 066''

3. Origine et types de pollutions

La frange littorale algérienne subit une grande pression et agression par les activités humaines liées aux industriels des villes côtières, Oran, Arzew, Ghazaouet, Mostaganem ; et des grandes agglomérations urbaines qui génèrent une pollution intense caractérisée par les rejets d'eaux usées. Très rares sont les stations d'épurations fonctionnelles dans les villes côtières (Boutiba *et al.*, 1996). Tous ces déchets se déversent directement dans le milieu marin entraînant des effets nuisibles en détériorant la qualité de l'eau de mer, provoquant de grands dommages aux ressources biologiques qui induisent un réel danger pour la santé humaine. Cette pollution des eaux marines, dans certaines zones atteint un état critique où il est temps de se pencher, de prendre les mesures nécessaires (Terbeche, 2007).

Chaque commune déverse chaque jour une importante quantité d'eaux usées en mer, qui sont canalisées par des assainissements collectifs coulant directement en mer sans aucune

épuration. En effet, un inquiétant volume d'eaux usées se jette annuellement sur les côtes du littoral d'Oran. Ceci éclaire l'importance, le sérieux et la gravité de ce problème sur l'ensemble de l'écosystème marin et les stocks halieutiques.

La dynamique régressive littorale pendant les 30 dernières années montre bien l'impact néfaste du tourisme sur le littoral (Boutiba *et al.*, 2003):

- Destruction d'un grand nombre de paysages naturels ;
- Bétonisation des côtes ;
- Surfréquentation et destruction de lieux exceptionnels ;
- - Accroissement des déchets et pollution des eaux de baignade ;
- - Bitumage et désenclavement des sites sauvages.

Par ailleurs, la surexploitation des sables côtiers comme le cas de la sablière de Terga bouleverse l'écosystème côtier et renforce la dégradation et le recul du trait de côte qui s'accompagne de grandes reconfigurations de paysages naturels. Signalons également les installations industrielles de petite échelle le long du littoral sans aucune étude d'impact.

Outre le ruissellement des rejets industriels des principaux établissements localisés sur le littoral par les cours d'eaux véhiculent d'importants polluants et métaux lourds contaminants le milieu marin.

Par ailleurs, Oran et Mostaganem sont cités parmi les 120 principales villes côtières du bassin méditerranéen, qui sont dépourvues de systèmes d'épuration efficace. Leurs égouts, où aboutit la majeure partie des déchets industriels, rejettent à la mer détergents et autres produits chimiques d'origine ménagère et /ou industrielle. Parmi ces produits, beaucoup sont très toxiques et inhibent la croissance et la reproduction des organismes marins. A cela s'ajoutent les déchets solides dont on peut trouver des amoncellements variés jusque sur les plages les plus éloignées (Boutiba *et al.*, 2003).

Toutes ces menaces sont encore plus graves, si l'on considère le fait, trop souvent occulté ou sous-estimé, que la Méditerranée est une mer pratiquement fermée, dont le rythme de renouvellement de ses eaux est de l'ordre de 80 ans. Cela signifie que toute cette durée doit s'écouler pour qu'une goutte d'eau polluée doit être remplacée par une goutte d'eau pure (Boutiba *et al.*, 2003).

D'autre part, et à des fins purement stratégiques, les grands complexes industriels sont implantés sur les régions littorales à agriculture intensive induisant des dommages de l'espace envahi (entrepôts, aires de stockage etc....) (Saada, 1997). Ainsi, le littoral ouest algérien n'échappe pas à cette règle qui le sélectionne parmi les zones écologiquement fragiles en Méditerranée.

En outre, le littoral ouest algérien regroupe quatre grands ports : Oran, Arzew, Ghazaout et Mostaganem ; ce qui lui confère un trafic maritime important (58000 navires/an passent le long de cette frange transportent 500000 tonnes d'hydrocarbures et 400000 tonnes de produits chimiques (Taleb et Boutiba , 1996).

Dans cette partie, on propose une présentation générale de la technique suivie en termes de prélèvement, avant de décrire, en détail, le traitement utilisé, cette même partie sera une occasion pour expliquer les modes d'identification ainsi que la méthodologie employée pour leur réalisation.

1.1. Prélèvements

Afin d'étudier la présence de moisissures dans l'environnement marin, deux types de prélèvements ont été réalisés : le premier concerne la moule, *Mytilus galloprovincialis* (Fig.18), le deuxième l'eau de mer.

Les prélèvements ont été effectués au niveau de deux sites différents : Stidia dans la wilaya de Mostaganem et Kristel dans la wilaya d'Oran à raison d'un échantillonnage tous les 2 mois dans chaque site pendant une durée de 4 mois (avril 2018 à juillet 2018).

Les échantillons d'eau de mer ont été placés dans des flacons stériles. Les moules ont été récoltées sans précaution particulière, elles ont été mises dans des sachets en plastique. L'ensemble des échantillons ont été stocké à 4°C. Le traitement au laboratoire pour l'isolement des champignons se fait le plus tôt possible.



Figure 18: Photo de la moule *Mytilus galloprovincialis* prise au laboratoire.

1.2. Traitement des échantillons**➤ Eau de mer**

La méthode la plus simple pour prélever un échantillon d'eau de mer consiste à tenir la bouteille près de sa base, de l'introduire sous la surface de l'eau, et de retirer son bouchon afin de pouvoir la remplir, pousser doucement la bouteille dans l'eau pendant le remplissage pour éviter toute contamination de la main de la personne chargée du prélèvement.

Les échantillons devront être conservés à l'abri de la lumière et de la chaleur. Ils doivent être conservés de préférence dans une glacière pendant le transport jusqu'au laboratoire.

➤ Moules

Les moules ont été lavés avec de l'alcool à 70 %, puis ont été bien rincées avec de l'eau distillé stérile. À leur ouverture, la chair a été récupérée et a été bien lavée à l'eau distillée stérile puis broyée. Le broyat est centrifugé à 2500 tours/min pendant 15 min Mohamed-Benkada, 2006, le surnageant a été récupéré.

1.3. Milieu de culture utilisé

Le milieu de culture choisi pour l'isolement fongique est le milieu Sabouraud, à raison de 35 g de glucose, 15 g d'agar agar et 10 g de peptone par litre d'eau distillé.

Le milieu de culture a été stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 20 min. On additionne au milieu de culture un antibiotique : le Chloramphénicol à une concentration de 50 mg /L afin d'éviter la prolifération bactérienne qui pourrait inhiber ou gêner celle des champignons.

Le milieu de culture est coulé dans des boîtes de pétri de 20 cm de Ø (préalablement stérilisées pendant 2 h à 200 °C).

1.3.1. Mise en culture des échantillons

- **Eau de mer** : un volume de 5ml d'eau de mer a été étalé sur la gélose Sabouraud-Chloramphénicol à l'aide d'une pipette Pasteur incurvée en râteau dans une grande boîte pétri en verre (Matallah- Boutiba, 2009).
- **Moules** : Un millilitre de surnageant a été étalé sur le milieu Sabouraud-Chloramphénicol suivant toujours la méthode du râteau.

1.3.2. Incubation

Les boîtes ensemencées ont été incubées à 27°C (qui est une température optimale de croissance pour un grand nombre de moisissures) jusqu'à l'envahissement total de la surface de la gélose (8 jours).

1.4. Isolement

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 (24h à 48h pour les levures et 8 jours pour les moisissures). Les souches pures obtenues sont identifiées.

1.5. Identification

L'identification des champignons filamenteux repose sur des critères culturels, température de croissance et vitesse de pousse, mais surtout sur des critères morphologiques associant l'aspect macroscopique des cultures et la morphologie microscopique (Gari *et al.*, 2001).

Pour les levures, se surajoutent aux critères culturels (température et vitesse de pousse), des critères physiologiques : l'étude de l'assimilation des sucres comme sources de carbone et d'énergie.

1.5.1. Identification morphologique

L'identification d'une espèce fongique repose sur l'analyse de critères culturels (température et vitesse de croissance, milieux favorables) et morphologiques. Ces derniers sont constitués des paramètres macroscopiques (aspect des colonies, de leur revers) et microscopique (aspect du mycélium, des spores, des phialides, des conidiophores,...) (Cahagnier et Richard-Molard, 1998).

1.5.1.1. Critères d'identification macroscopique

- **L'aspect des colonies** représente un critère d'identification. Les champignons filamenteux forment des colonies duveteuses, laineuses, cotonneuses, veloutées, poudreuses ou

granuleuses ; parfois certaines colonies peuvent avoir une apparence glabre (l'absence ou pauvreté du mycélium aérien).

- **Le relief des colonies** : il peut être plat ou plissé et la consistance des colonies peuvent être variable (molle, friable, élastique ou dure).
- **La taille des colonies**: Elle peut-être très variable en fonction des genres fongiques : petites colonies (*Cladosporium*) ou au contraire, colonies étendues, envahissantes.
- **La couleur des colonies** est un élément très important d'identification ; les couleurs les plus fréquentes sont le blanc, le crème, le jaune, l'orange, le rouge allant jusqu'au violet ou le bleue, le vert, le brun allant jusqu'au noir. Les pigments peuvent être localisés au niveau du mycélium ou diffuser dans le milieu de culture.

1.5.1.2. Identification microscopique

- **Identification des moisissures**

L'identification a été réalisée par observation microscopique des lames préparées. 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 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)

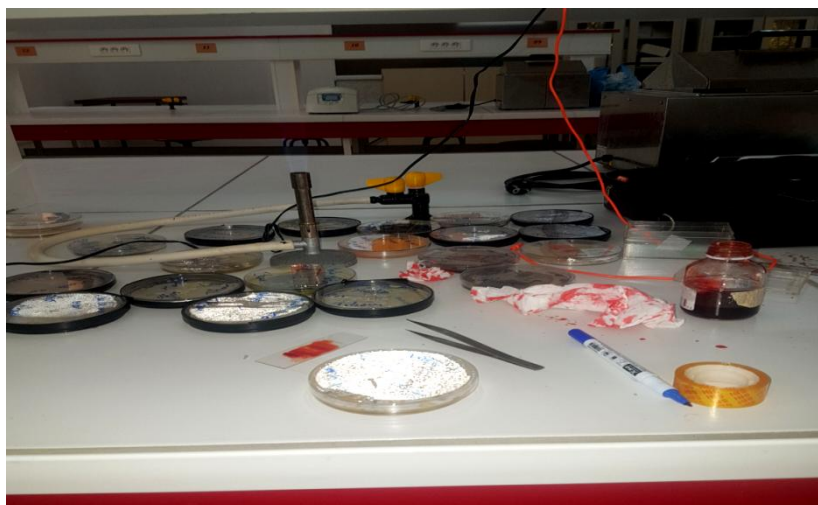


Figure 19 : Identification des champignons en utilisant un ruban adhésif (Photo prise au niveau du laboratoire).

1.5.1.2.1. Critères d'identification microscopique

Généralement, un examen à l'objectif X 40 est suffisant pour mettre en évidence la plupart des éléments importants de diagnose (Cahagnier et Richard-Mollard, 1998).

Le thalle : tous les champignons possèdent un appareil végétatif constitué de filaments (hyphes) qui, ensemble, forment le thalle filamenteux ou le mycélium ; le thalle peut être siphonné ou septé:

- **Le thalle siphonné**, constitué d'éléments tubulaires peu ou pas ramifié, de diamètre large et irrégulier (5-15 μm), non cloisonné est caractéristique des *Zygomycètes* ;
- **Le thalle septé ou cloisonné**, constitué de filaments de diamètre étroit (2-5 μm) et régulier, divisé par des cloisons en articles uni ou pluricellulaires est caractéristique des *Ascomycètes*, *Basidiomycètes* et *Deutéromycètes* (Badillet *et al.*, 1987).

Les spores :

Les spores qui sont le produit de la reproduction asexuée peuvent être endogènes ou exogènes

- **Les spores endogènes** (endospores) sont produites à l'intérieur d'un sac fermé (sporange), porté par un filament spécialisé (sporangiophore). Ces spores, que l'on observe par exemple chez les *Mucorales*, sont libérées par le déchirement de la paroi de sporange à maturité.
- **Les spores exogènes** (conidies), retrouvées chez les *Ascomycètes*, *Basidiomycètes* et *Deutéromycètes*, sont formées par bourgeonnement à partir d'une cellule spécialisée (cellule conidiogène).

L'examen des spores et de leur organisation est une étape importante de l'identification fongique (Campbell *et al.*, 1996).

▪ **Identification des levures**

Après ensemencement sur milieu de Sabouraud-Chloramphénicol à 27°C, apparaissent en 24h à 48h des colonies de levures.

L'identification microscopique a été reposée sur : un **examen direct** : une colonie est prélevée et déposer sur une lame porte-objet dans une goutte de colorant « rouge Congo ». Cet examen permet de noter la forme, la taille, et le mode de reproduction asexuée (bourgeonnement ou scissiparité) des levures.

1-5-2 Identification biochimique

L'étude microscopique des levures et de leurs formes ne suffit généralement pas pour l'identification des espèces. Nous avons passé alors à l'étude de leurs caractères physiologiques avec en particulier, l'étude de l'assimilation des sucres, en utilisant une technique miniaturisée prête à l'emploi : **Auxacolor™ 2 (BIO - RAD)**.

▪ Principe du test

Le test d'Auxacolor est un système d'identification dont le principe repose sur l'assimilation des sucres. La croissance des levures est visualisée par le virage d'un indicateur de pH (du bleu au jaune) et par l'apparition d'un trouble dans la cupule.

La galerie comporte :

- ✓ Un témoin négatif pour faciliter la lecture des résultats d'assimilation (cupule de couleur bleue) ;
- ✓ Quinze cupules dont treize tests d'assimilation de sucre comportant les sucres suivants : glucose (témoin positif), maltose, saccharose, galactose, lactose, raffinose, inositol, cellobiose, trehalose, adonitol, melezitose, xylose, arabinose, et trois tests enzymatiques (Phénoloxydase, hexosaminidase et proline- arylamidase) (Les tests enzymatiques POX et PRO, étant associés dans une même cupule) (Fig. 20).



Figure 20 : La galerie d'Auxacolor.

▪ Inoculation de la microplaque

- Un inoculum est préparé à partir d'une culture de levure de 24 à 48 h. Dans des conditions stériles, un milieu de suspension estensemencé avec des colonies de souche pure en quantité suffisante (1 à 5 colonies identiques).
- Homogénéisation de la suspension à l'aide d'un vortex.
- Prélèvement et distribution, à l'aide d'une pipette de 100 µl de l'inoculum dans chacune des cupules de la microplaque.
- la microplaque est recouverte par la suite avec un adhésif d'une manière uniforme.
- Incubation de la microplaque pendant 48 h à 30°C (± 2°C).

▪ Lecture des résultats

La lecture définitive doit s'effectuer à 48 h si non à 72 h si nécessaire.

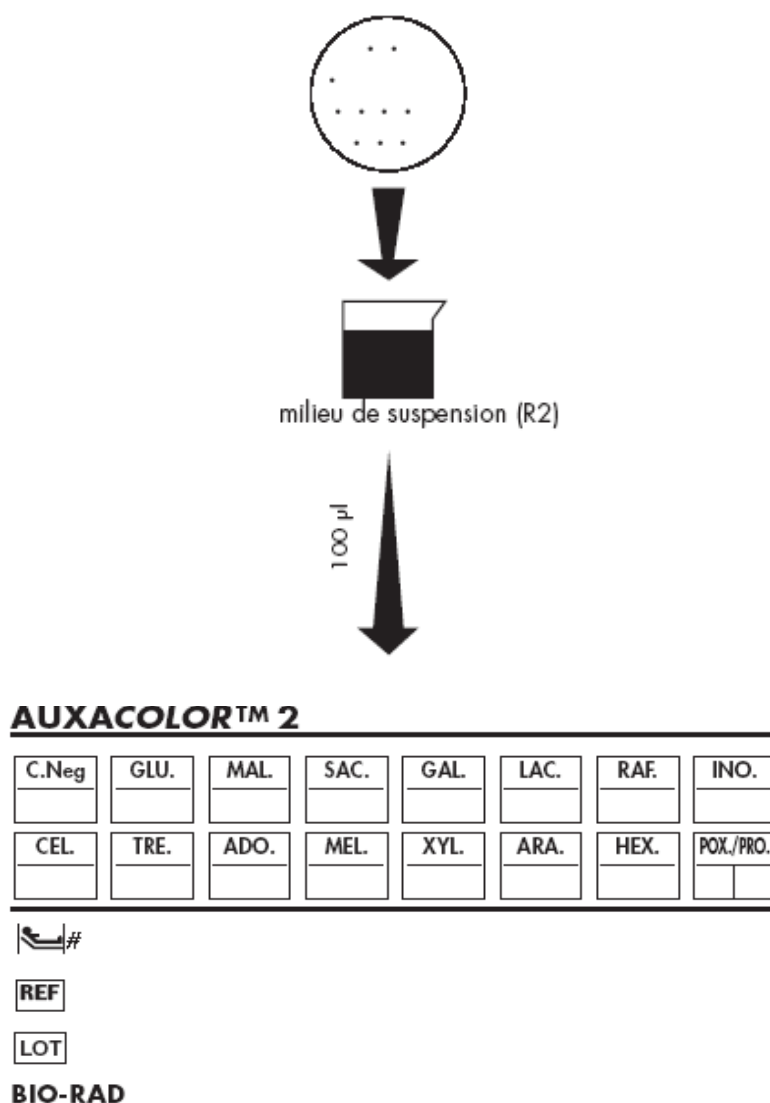


Figure 21: Schéma représentatifs des étapes suivies pour de la réalisation du Test Auxacolor.

1. Résultats

Le présent chapitre sera consacré à la présentation des résultats obtenus, en commençant par la description et illustration des différents genres fongiques isolés, dont le but de comprendre la distribution spatiale des micromycètes identifiés. Afin d'étudier convenablement l'existence ou non d'une différence entre les deux sites de prélèvements et les conclusions seront présentées par la suite et enfin, en terminera par une discussion.

1.1. Champignons répertoriés

L'isolement et l'identification des champignons à partir des échantillons de l'eau de mer et de la moule *Mytilus galloprovincialis* prélevés au niveau de deux fermes conchylicoles situées dans le littoral Ouest Algérien : Stidia dans la wilaya de Mostaganem et Kristel dans la wilaya d'Oran, tout au long des quatre mois d'échantillonnage, ont permis de répertorier un total de **139 souches** réparties en dix genres fongiques dont six genres de moisissures (un genre non encore identifié) et quatre genres de levures dont trois genres non identifiés.

Les micromycètes isolés sont les suivants :

Penicillium spp. (28,78%), *Scopulariopsis brevicaulis* (10,07%), *Cladosporium* sp. (4,32%), *Alternaria* sp. (3,6%), *Ulocladium* sp. (1,44%) et un genre de moisissure non identifié(9,35%), *Rhodotorula* sp. (9,35%) et levures non identifiées (33,09 %).

1.2. Description et illustration des différents genres fongiques isolés

1.2.1. *Cladosporium* sp. (Fig 22)

Ce genre est mondialement répandu. Il comprend plus de 30 espèces parasites de végétaux ou saprophytes très communs (Botton *et al.*, 1990) .

- Caractères culturels

Les *Cladosporium* ont une croissance lente à modérément rapide sur tous les milieux de mycologie. Ils ne sont pas inhibés par le cycloheximide.

Ils ne poussent généralement qu'à 20-27 °C.

Les colonies ont une texture veloutée ou floconneuse, parfois poudreuse.

La couleur va du vert olive au brun noir très foncé, et le revers est brun noir.

- Morphologie microscopique

- Multiplication végétative

Les hyphes, septés, sont pigmentés. Ils produisent des conidiophores (encore plus foncés) de longueur variable.

Les premières conidies formées à l'extrémité des conidiophores sont de grande taille, uni ou pluricellulaires ; les suivantes sont plus petites et unicellulaires. L'ensemble forme de longues chaînes acropètes, ramifiées, réalisant des arbuscules fragiles qui se dissocient lors du montage.

La paroi des conidies, de forme généralement elliptique à cylindrique, est lisse ou finement verruqueuse et présente souvent aux extrémités des cicatrices de bourgeonnement ou de libération.

- Pas de reproduction sexuée connue.



Figure 22 : *Cladosporium* sp.

Observation macroscopique (A et B) et microscopique (C) du *Cladosporium* sp.

Colorée au rouge Congo **GRX400**.

1 .2.2. *Alternaria* sp. (Fig 23)

Ce sont des champignons à reproduction asexuée, ils appartiennent au Deutéromycètes. Les colonies sont de croissance rapide, de couleur, blanc-gris au début, deviennent rapidement foncées (vert foncé à noires). La texture est duveteuse à laineuse.

Les *Alternaria* sont des saprophytes ou des parasites de plantes très répandus (Chabasse *et al.*2002)

- Caractères cultureux

Les colonies sont de croissance rapide sur milieu de Sabouraud à 25-30 °C.

La croissance est habituellement inhibée à 37 °C, comme en présence de cycloheximide.

La colonie, blanc-gris au départ, devient rapidement foncée (vert foncé à noire) au recto comme au verso.

La texture est duveteuse à laineuse.

- Morphologie microscopique

• Multiplication végétative

Les hyphes, septés, sont ramifiés et tardivement certains filaments sont pigmentés en brun. Les conidiophores sont cloisonnés, bruns, septés, simples ou ramifiés, plus ou moins droits ou flexueux (géniculés).

Les conidies ou porospores sont brunes, pluricellulaires, d'aspect piriforme ou ovoïde, avec une partie basale arrondie et une extrémité apicale allongée en bec plus ou moins important. Ce sont des dictyospores. A maturité, elles présentent à la fois des cloisons transversales, obliques ou longitudinales. Ces spores à paroi lisse ou verruqueuse et de taille importante (50-100 µm x 3-16 µm), sont souvent disposées en chaînes.

En l'absence de bec marqué, c'est la disposition en chaînes des dictyospores qui caractérise le genre *Alternaria*.

• Reproduction sexuée

Les formes sexuées, rarement rencontrées, sont des Ascomycètes.

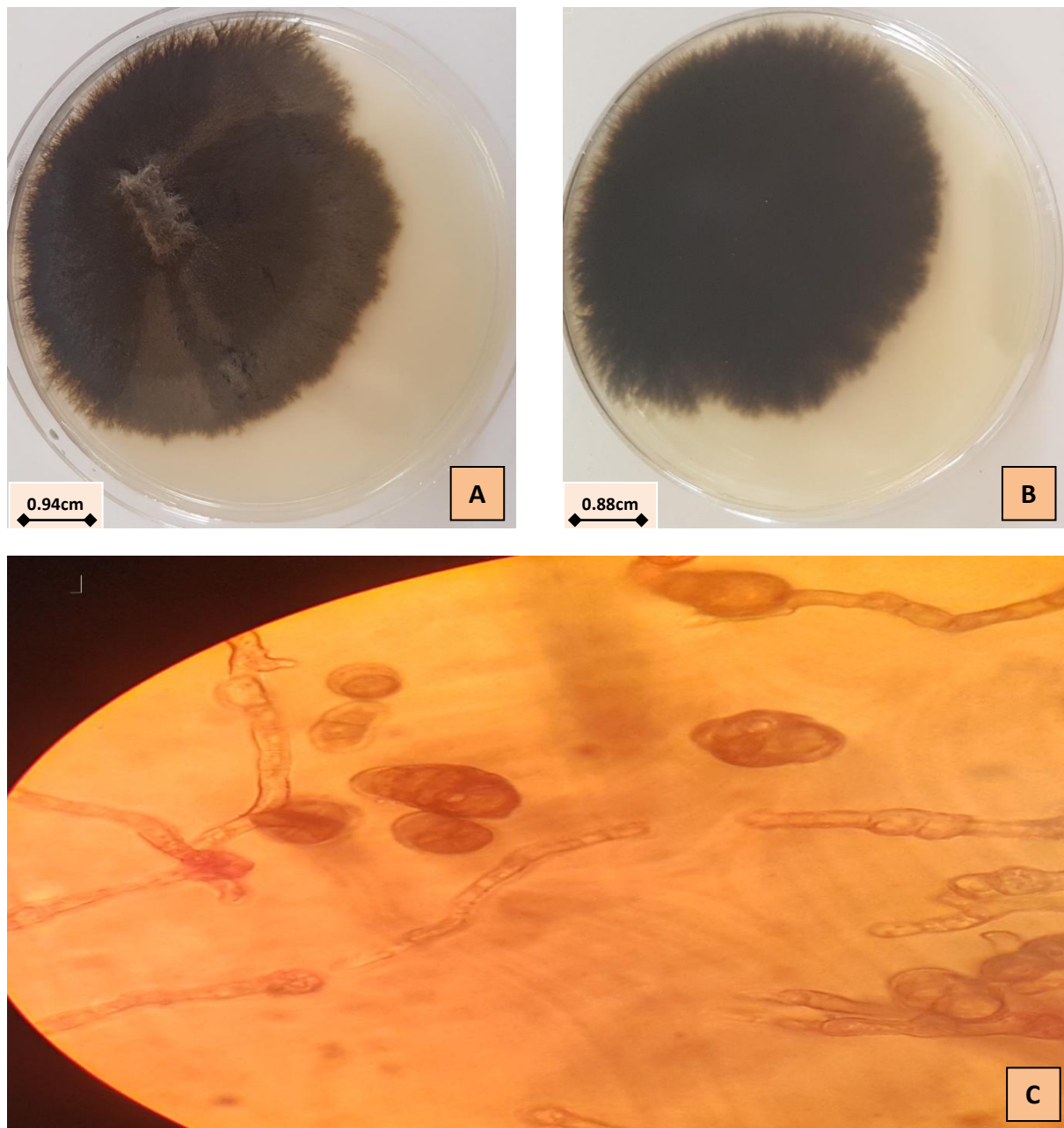


Figure 23 : *Alternaria* sp.

Observation macroscopique (A et B) et microscopique (C) d' *Alternaria* sp.

colorée au rouge Congo **GRX400**.

1.2.3. *Ulocladium* sp. (Fig 24)**- Caractères culturels**

Champignons à croissance modérément rapide sur milieu de Sabouraud sans cycloheximide. L'optimum de croissance est 27 °C.

Les colonies présentent une texture laineuse, duveteuse à poudreuse. La couleur est brun olive à noire et le recto est noir.

- Morphologie microscopique

- Multiplication végétative

Des hyphes septés, bruns, naissent de courts conidiophores septés, non ramifiés, fortement géniculés.

Les conidies (ou porospores) sont brunes, ovoïdes, à paroi lisse ou rugueuse. Produites isolément (rarement en chaînes), elles mesurent 13 à 30 µm de long sur 6 à 19 µm de large et sont cloisonnées à la fois longitudinalement et transversalement (dictyospores). Elles sont plus larges à la partie distale qu'à la partie proximale où se trouve la cicatrice de libération.

- Pas de reproduction sexuée connue

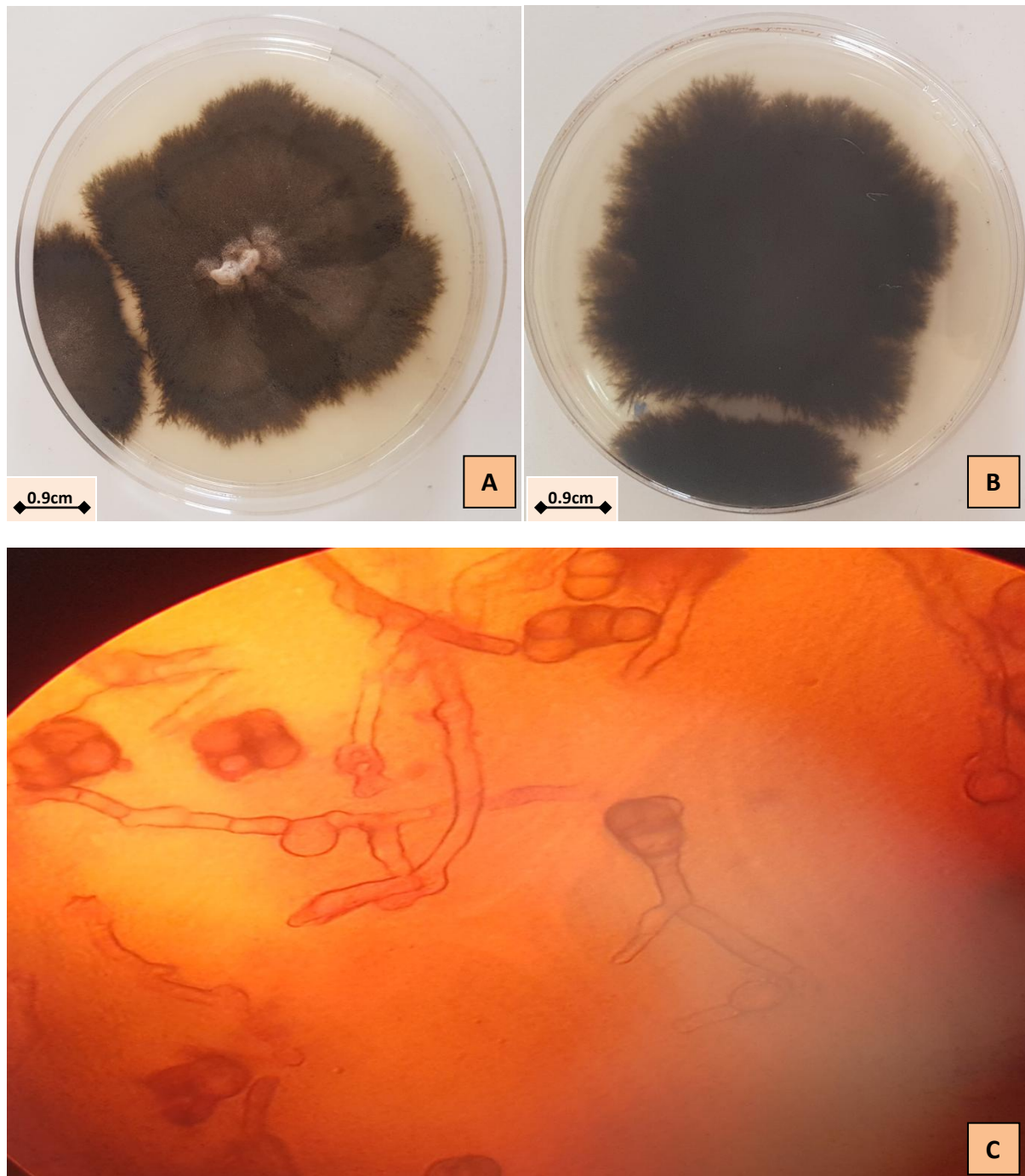


Figure 24 : *Ulocladium* sp.

Observation macroscopique (A et B) et microscopique (C) de *Ulocladium* sp.

colorée au rouge Congo **GRX400**.

1.2.4. *Scopulariopsis brevicaulis* (Fig 25)

- Caractères cultureux

Scopulariopsis brevicaulis pousse bien sur les milieux usuels de mycologie, mais sa croissance est freinée en présence de cycloheximide.

En l'absence de cycloheximide, les colonies sont extensives, veloutées, devenant vite poudreuses ou granuleuses.

Initialement blanchâtres, elles deviennent ensuite beiges à brun-noisette (café au lait clair). Le revers est crème à brunâtre.

La température optimale de croissance est comprise entre 25 et 30 °C.

- Morphologie microscopique

- Multiplication végétative

Les cellules conidiogènes (annellides), cylindriques, plus ou moins renflées à leur base, sont isolées ou groupées à l'extrémité de conidiophores courts, septés et hyalins. Elles sont insérées soit directement, soit par l'intermédiaire de métules. L'ensemble évoque un pénicille (pinceau de *Penicillium*). Les annellides présentent à leur sommet des cicatrices liées aux reprises de croissance terminale, et produisent des conidies globuleuses à base tronquée (forme d'ampoule, de mongolfière) disposées en chaînes basipètes. Ces conidies, initialement lisses, puis verruqueuses à maturité, mesurent 5 à 8 µm de long sur 5 µm de large.

- Pas de reproduction sexuée connue.

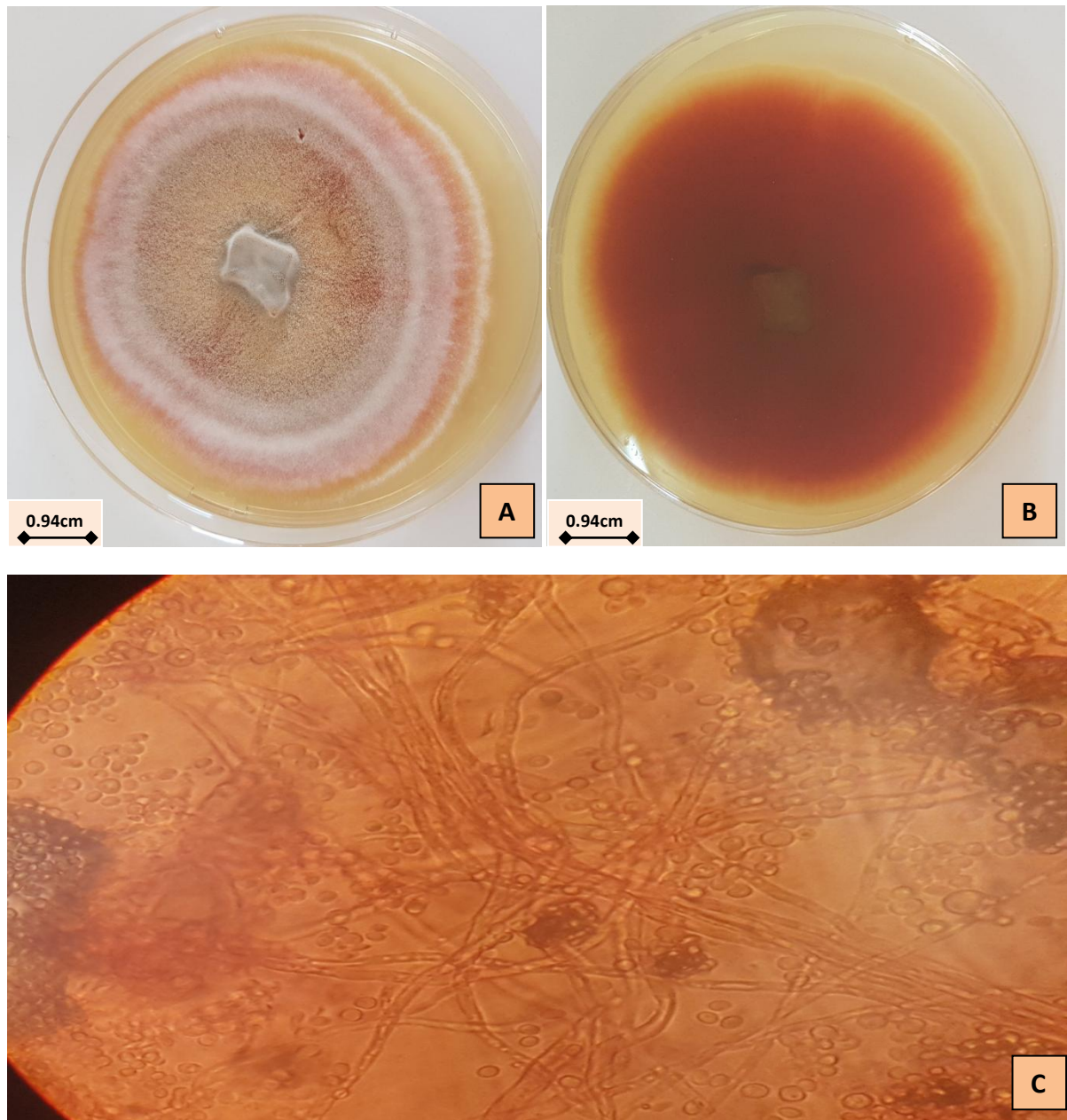


Figure 25 : *Scopulariopsis brevicaulis*

Observation macroscopique (A et B) et microscopique (C) de *Scopulariopsis brevicaulis*

Colorée au rouge Congo **GRX400**.

1.2.5. *Penicillium* spp.(fig 26)**- Caractères cultureux**

Ces champignons poussent facilement sur les milieux utilisés en mycologie, mais sont inhibés par le cycloheximide.

Leur croissance est rapide, la colonie est habituellement duveteuse, poudreuse, de couleur variable, le plus souvent verte, mais parfois grise, jaune ou rose. Le revers est incolore ou foncé. Un pigment diffuse parfois dans la gélose.

- Morphologie microscopique

- Multiplication végétative

Les hyphes septés, hyalins, portent des conidiophores simples ou ramifiés, parfois regroupés en buisson ou corémie.

Les phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. Elles sont insérées directement (*Penicillium* monoverticillés) ou par l'intermédiaire d'une rangée de métules (*Penicillium* biverticillés) ou de deux rangées successives de métules (*Penicillium* triverticillés) sur les 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 (chaînes basipètes, non ramifiées). Les conidies sont rondes à ovoïdes, hyalines ou pigmentées, lisses ou échinulées, mesurant de 2 à 4 µm de diamètre.

- Reproduction sexuée

Certaines espèces ont une reproduction sexuée (Ascomycètes, famille des *Trichocomaceae*).

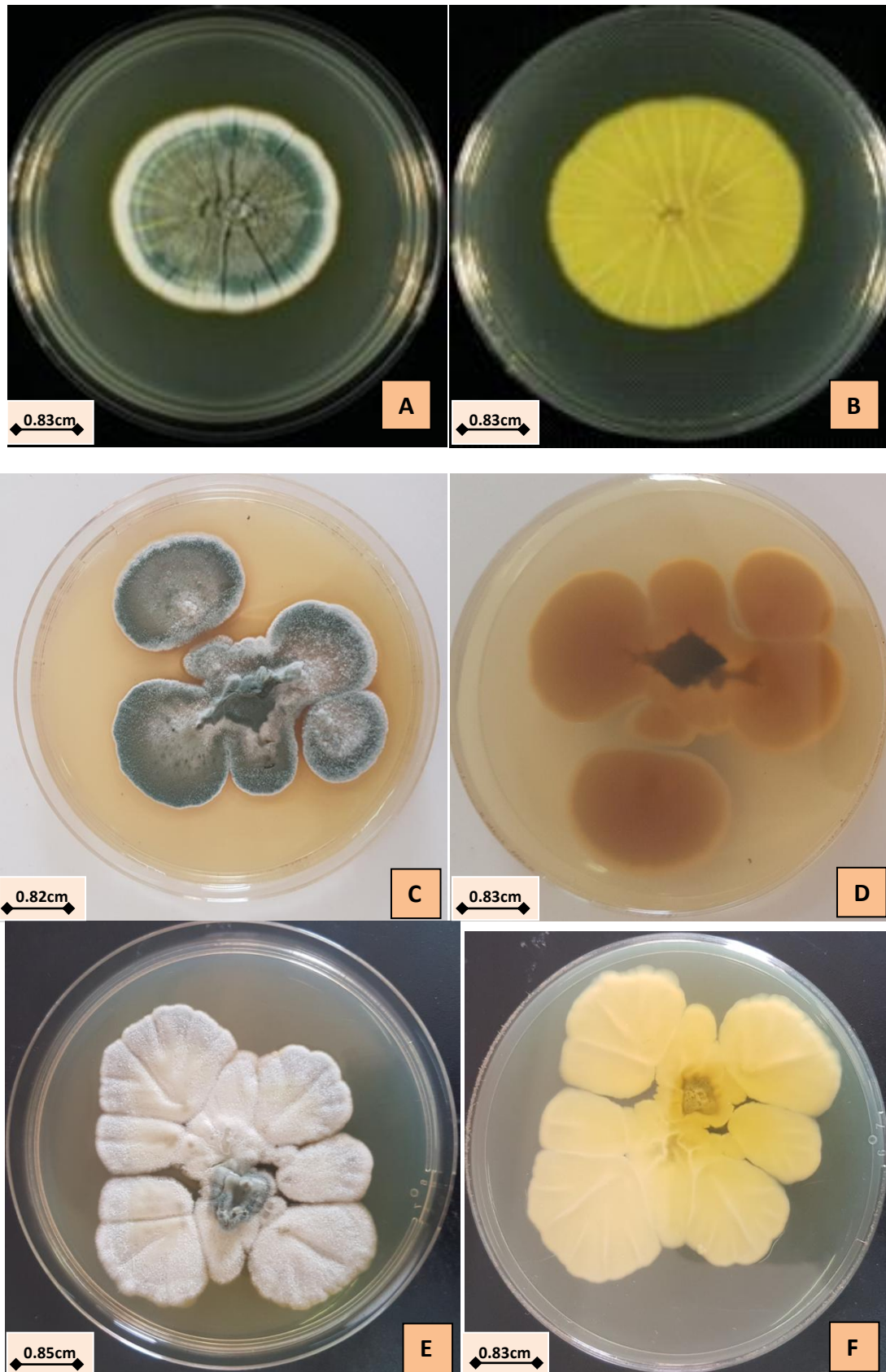




Figure 26 : *Penicillium spp.*

Observation macroscopique (A, B, C, D, E et F) et (G) microscopique de *penicillium spp.*

colorée au rouge Congo **GRX400**

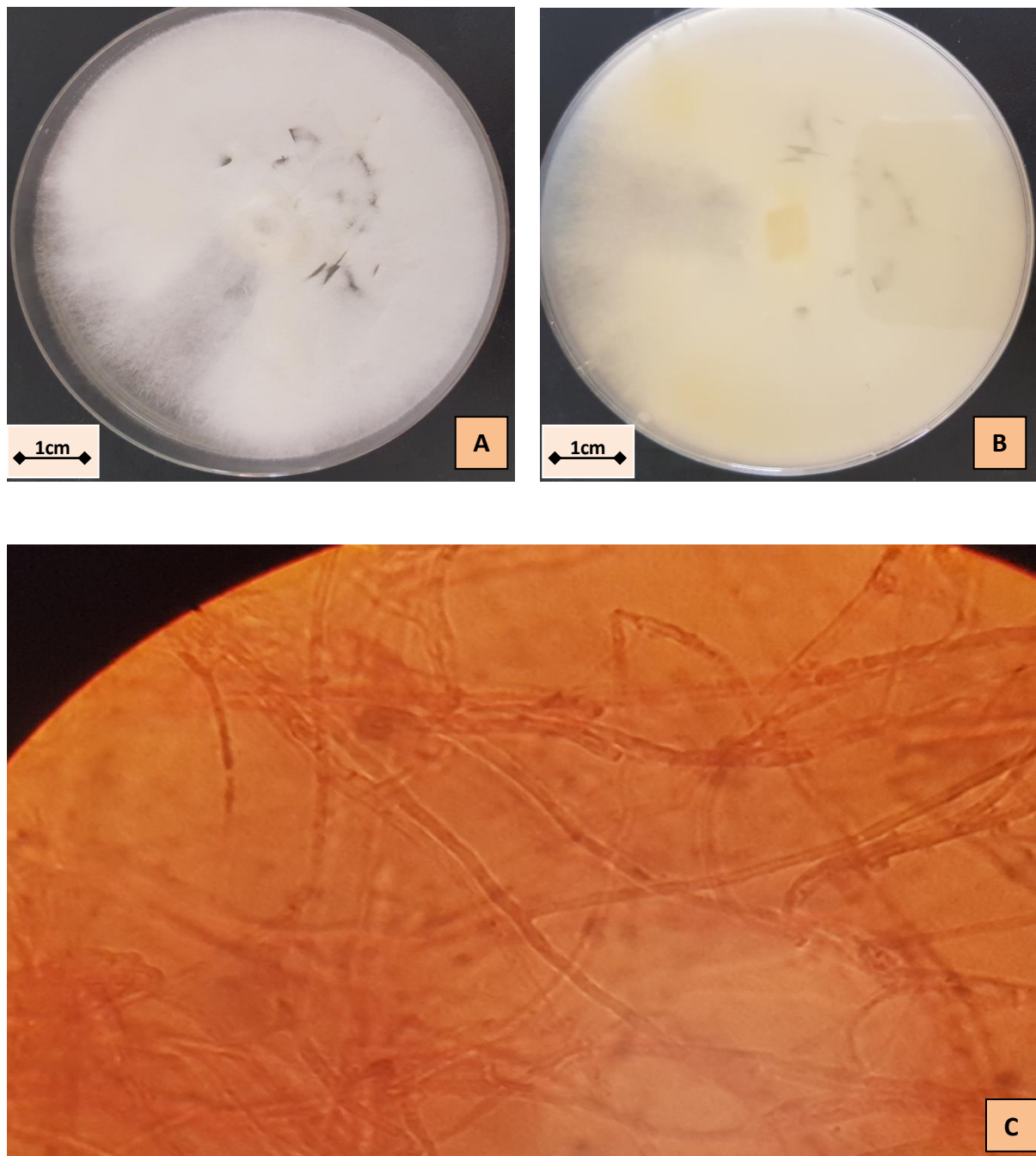
1.2.6. Champignon filamenteux non identifié (Fig 27)

Figure 27 : Champignon non identifié.

Observation macroscopique (A, B) et (C) microscopique colorée au rouge Congo **GRX400**.

1.2.7 : *Rhodotorula* (fig 28)

Rhodotorula est une levure saprophyte, de forme ovoïde à allongée, pouvant avoir un pseudo ou un vrai mycélium et dont la taille moyenne est de 4 à 10 μm sur 2 à 5 μm (Shinde et al., 2008). C'est une espèce hétérothallique, aérobic stricte, qui se reproduit par bourgeonnement multilatéral (Höfer et al., 1969; Mares et al., 1982; Schröter and Kopperschläger, 1996) et dont les cultures ont un couleur rose caractéristique due au potentiel de la souche à synthétiser des β -caroténoïdes (Larpen et al., 1991).

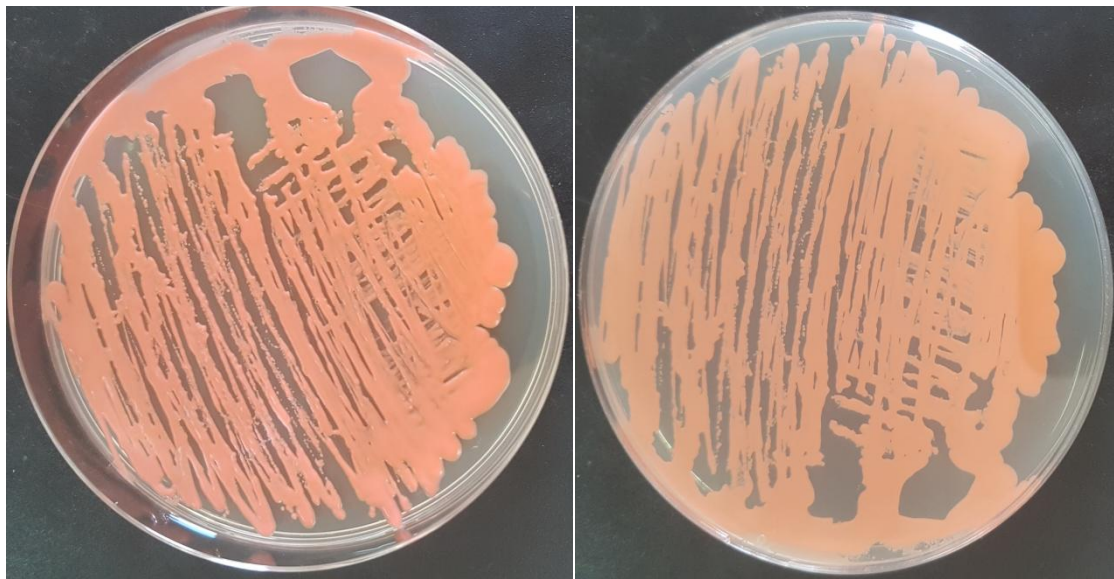


Figure 28 : *Rhodotorula* observation macroscopique

1.2.8 Levures non identifiées (Fig 29)

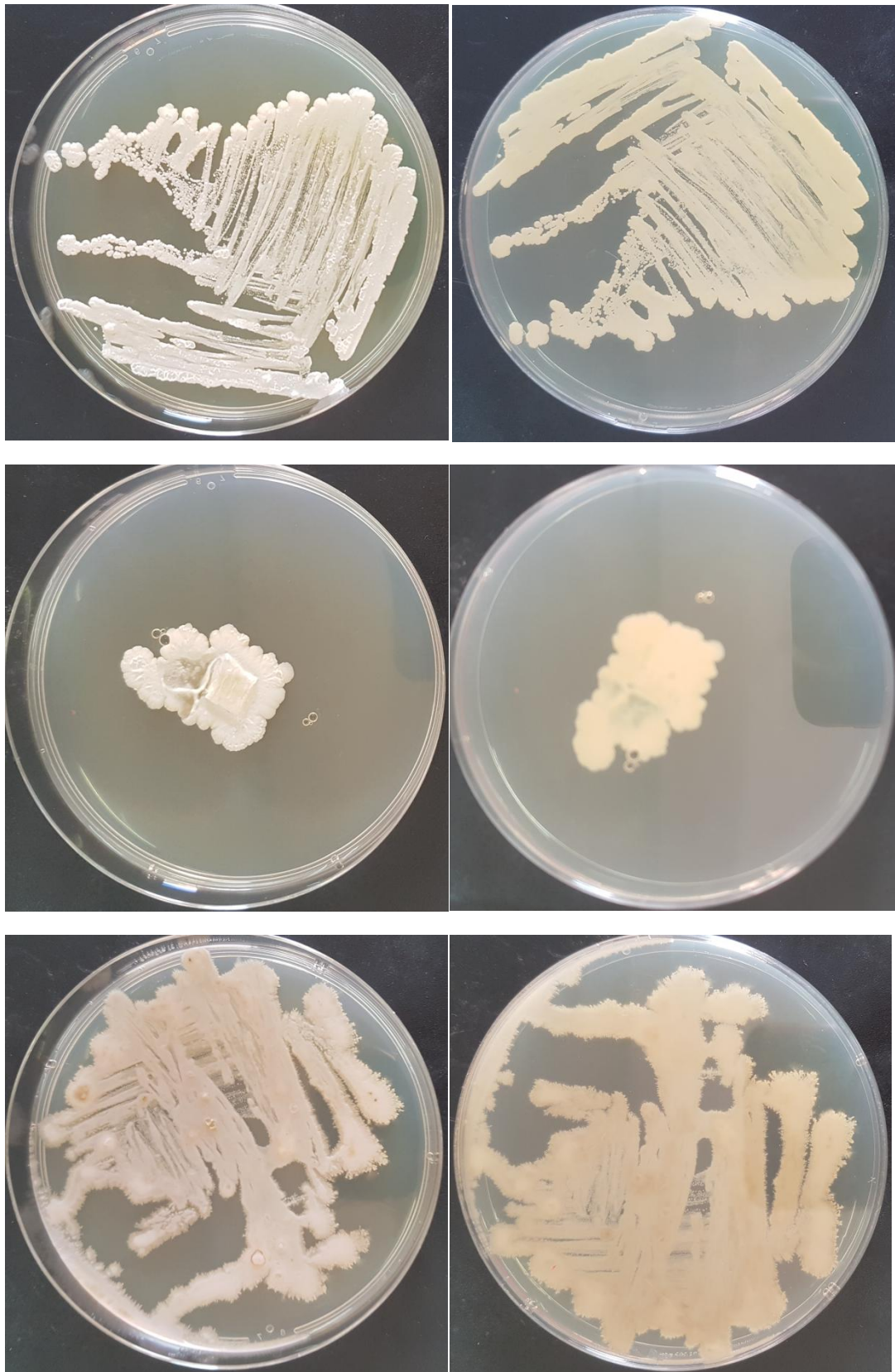


Figure 29 : Levures non identifiées observation macroscopique

2. Répartition fongique globale

Tableau n° 3: Répartition fongique globale

	Sites de prélèvement			Stidia « Mostaganem » et Kristel « Oran »			
	Types de prélèvement			Eau de mer		Moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	
	Mois du prélèvement			Avril	Juillet	Avril	Juillet
Les espèces fongiques	Total	Pourcentage %	Fréquence %				
<i>Penicillium spp.</i>	40	28,78	100	13	6	13	8
<i>Cladosporium sp.</i>	6	4,32	62,5	3	0	2	1
<i>Ulocladium sp.</i>	2	1,44	25	0	0	2	0
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	14	10,07	75	4	0	7	3
<i>Alternaria sp.</i>	5	3,6	62,5	2	0	2	1
Moisissure non identifié	13	9,35	75	4	6	3	0
<i>Rhodotorula sp.</i>	13	9,35	75	5	1	4	3
Levures non identifiées	46	33,09	100	18	8	13	7
Total	139	100	/	49	21	46	23

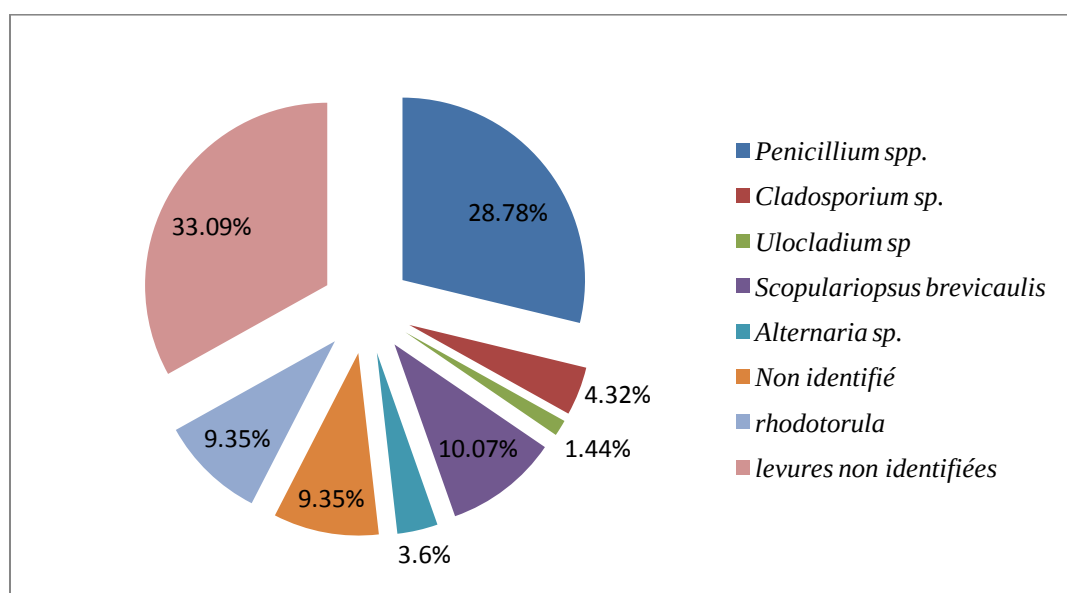


Figure 30 : Répartition fongique globale.

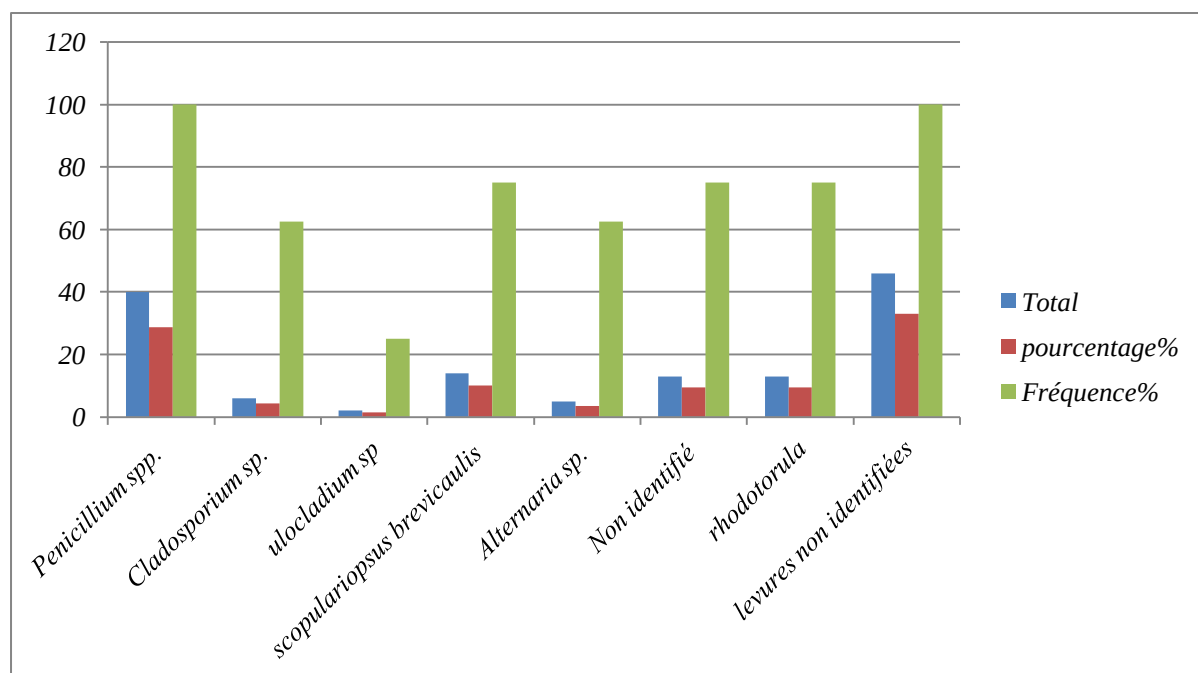


Figure 31 : Répartition fongique globale en fonction des sites de prélèvement.

➤ **Fréquence d'apparition des espèces fongiques isolées des deux sites : Stidia « Mostaganem » et Kristel « Oran »**

La fréquence des espèces : L'occurrence des espèces fongiques a été calculée selon Dajoz (1983) en utilisant la formule suivante: $Fo = Ta.100/TA$

Où : Ta = nombre d'échantillons dans lesquels un taxon s'est produit.

TA = nombre total des échantillons.

Les valeurs ont été considérées selon la classification suivante: < 10% = **rare**, 10-25% = **de basse fréquence**, 25 < 35% = **fréquentes**, 35 < 50% = **abondantes**, et > 50% = **très abondantes**.

Les résultats représentés sur le tableau 3 et la figure 30 et 31 révèlent que les genres fongiques de fréquence d'occurrence la plus élevée est *Penicillium spp.* avec les levures non identifiées (Groupe 1 = 100 %), comme genres très abondants, ils ont été enregistrés dans 8 échantillons sur 8; *Scopulariopsis brevicaulis*, *Rhodotorula sp* et l'espèce de moisissure non identifiée (Groupe 2 = 75 %) étant des espèces très abondantes enregistrées dans 6 échantillons sur 8 ; *Cladosporium sp.* avec *Alternaria sp.* (Groupe 3 = 62,5 %) et comme étant aussi des espèces très abondantes, isolées dans 5 échantillons sur 8 ; *Ulocladium sp.* (Groupe 4 = 25 %) comme espèce à basse fréquence, a été enregistrée dans 2 échantillons sur 8 (Fig30).

3. Répartition fongique en fonction des sites

3.1. Stidia « Mostaganem »

Tableau 4 : Répartition fongique dans le site de Stidia.

	Sites de prélèvement		Site de Stidia « Mostaganem »			
	Types de prélèvement		Eau de mer		Moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	
	Mois du prélèvement		Avril	Juillet	Avril	Juillet
Les espèces fongiques	Total	Pourcentage %				
<i>Penicillium spp.</i>	22	27,5	8	3	7	4
<i>Cladosporium sp.</i>	3	3,75	1	0	1	1
<i>Ulocladium sp.</i>	1	1,25	0	0	1	0
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	9	11,25	3	0	4	2
<i>Alternaria sp.</i>	3	3,75	1	0	1	1
Moisissure non identifiée	6	7,5	2	3	1	0
<i>Rhodotorula sp.</i>	8	10	3	0	2	3
Levures non identifiées	28	35	11	4	8	5
Total	80	100	29	10	25	16

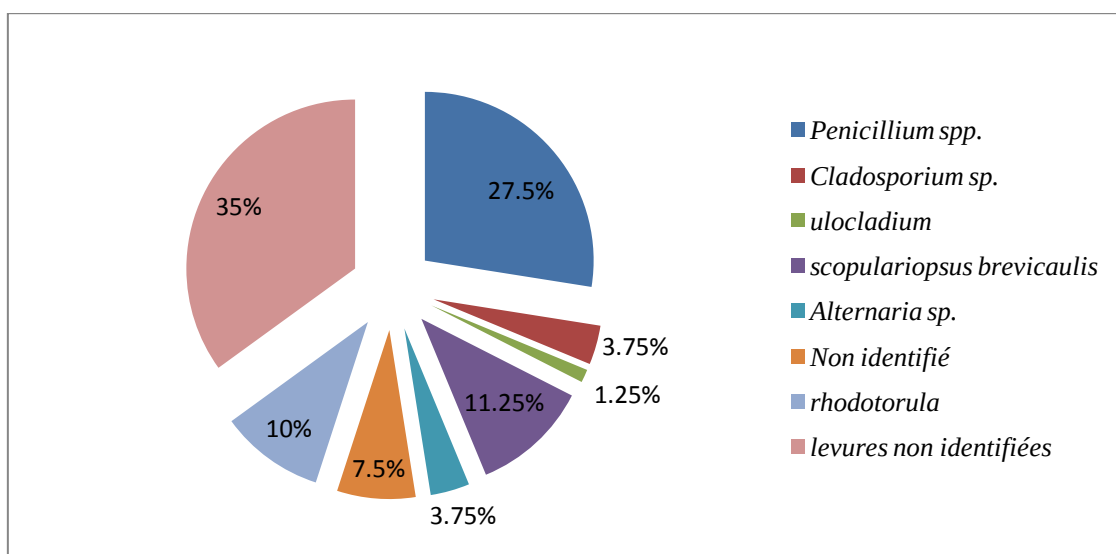


Figure 32 : Répartition fongique dans le site de Stidia « Mostaganem ».

3.2. Kristel « Oran »

Tableau 5 : Répartition fongique dans le site Kristel « Oran »

	Sites de prélèvement		Site de Kristel « Oran »			
	types de prélèvement		Eau de mer		Moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	
	Mois de prélèvement		Avril	Juillet	Avril	Juillet
Les espèces fongiques	Total	Pourcentage %				
<i>Penicillium spp.</i>	18	30,5	5	3	6	4
<i>Cladosporium sp.</i>	3	5,08	2	0	1	0
<i>Ulocladium sp.</i>	1	1,69	0	0	1	0
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	5	8,47	1	0	3	1
<i>Alternaria sp.</i>	2	3,39	1	0	1	0
Moisissure non identifié	7	11,86	2	3	2	0
<i>Rhodotorula sp.</i>	5	8,47	2	1	2	0
Levures non identifiées	18	30,5	7	4	5	2
Total	59	100	20	11	21	7

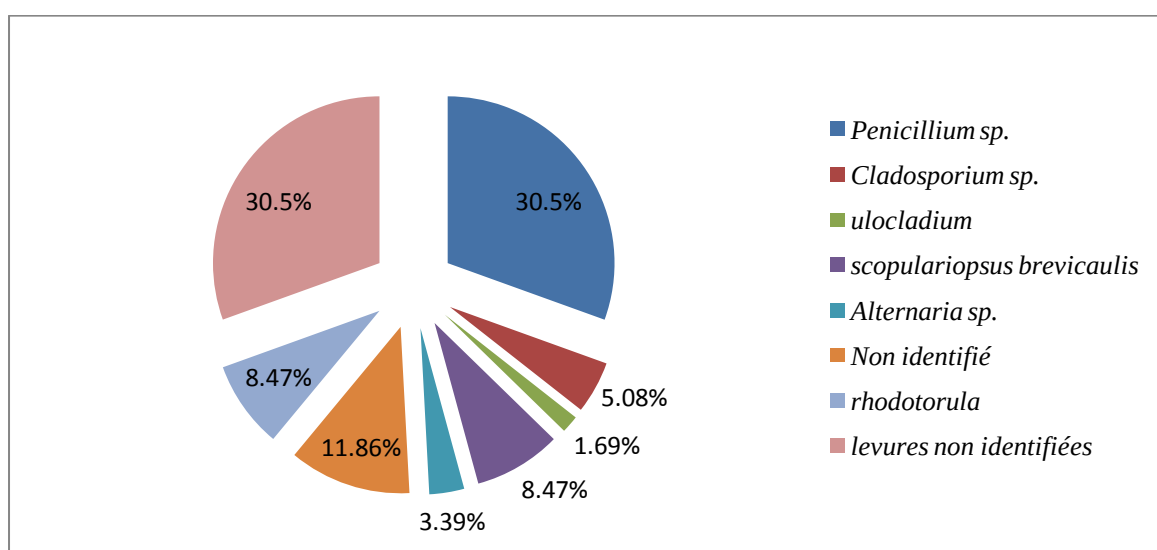


Figure 33 : Répartition fongique dans le site de Kristel « Oran ».

Selon les résultats obtenus, on remarque que le plus grand nombre des champignons a été enregistré dans les échantillons recueillis à partir du site de Stidia « Mostaganem » avec un nombre de 80 souches par rapport au site de Kristel « Oran » dont le nombre fongique était de 59 souches seulement, et cela pour les deux types de prélèvement « Eau de mer et la moule *Mytilus galloprovincialis* » (Fig 31)

Le genre *penicillium* et les levures ont été révélés dans les deux sites étudiés Stidia et Kristel et dans les deux types de prélèvements. La présence dominante et continue du genre *Penicillium*, avec 40 isolats au cours de l'ensemble de la période d'étude choisie de quatre mois, 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.

4. Répartition fongique en fonction de types de prélèvement

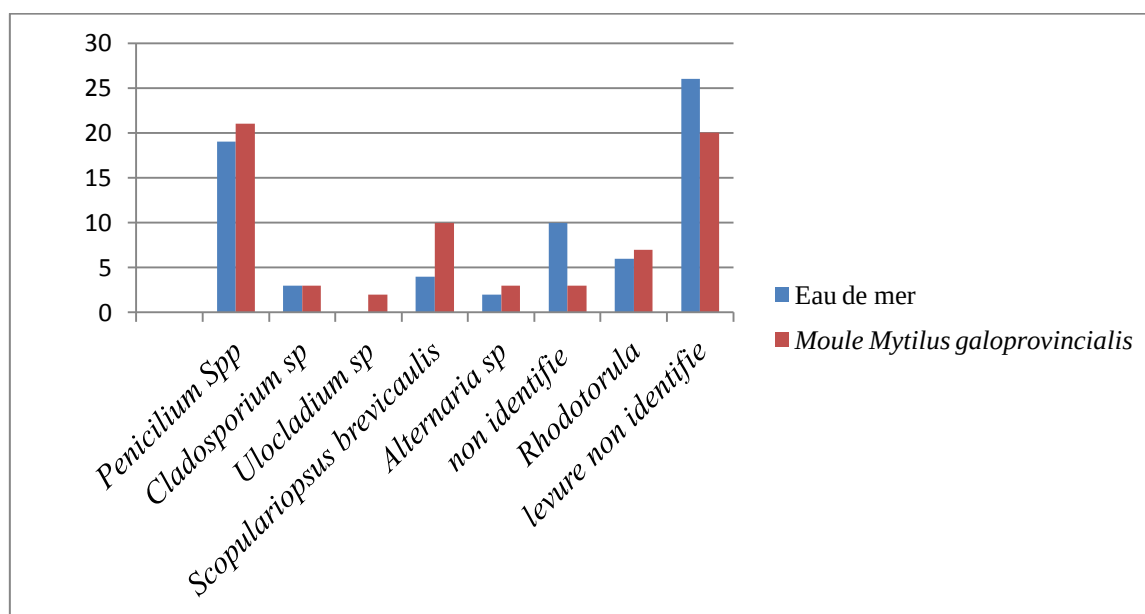


Figure 34 : Répartition fongique en fonction de types de prélèvements.

En comparant la répartition des champignons dans les deux types de prélèvements, on déduit que c'est au niveau de la moule « *Mytilus galloprovincialis* » que le plus grand nombre d'effectifs a été constaté et cela presque pour toutes les espèces fongiques à part la moisissure non identifiée et les levures non identifiées, où le nombre de champignons était plus important que dans l'eau de mer. En ce qui concerne le *Cladosporium*, on remarque que le nombre fongique est identique pour les deux types de prélèvement. Pour *Ulocladium* sa présence était signalée uniquement dans la moule et absence totale dans l'eau de mer (Fig 34)

5. Répartition fongique en fonction des mois

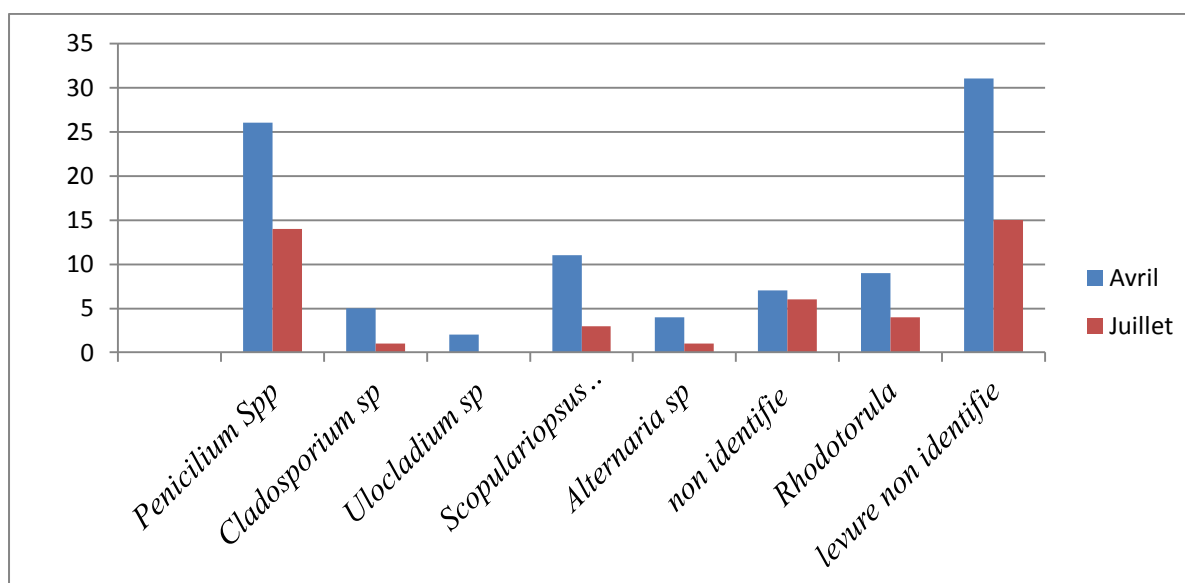


Figure 35 : Répartition fongique en fonction des mois.

La comparaison de la répartition fongique globale en fonction des mois de prélèvement révèle la dominance des champignons pendant le mois d'Avril et cela pour toutes les espèces, à l'exception d'*Ulocladium* dont la présence est observée uniquement durant ce mois « Avril » et absente en mois de juillet (Fig35).

Discussion

À la lumière des résultats issus des analyses effectuées sur nos échantillons, nous constatons que, d'une manière générale, le genre *Penicillium* est le plus abondant. Quant aux genres *Cladosporium sp.*, *Scopulariopsis brevicaulis*, *Alternaria sp.* et *Rhodotorula sp.*, sont fréquents mais moins importants. Pour ce qui est d'*Ulocladium*, il est même rare. Nous remarquons par ailleurs, en observant le nombre d'espèces isolées, une plus grande diversité de la faune fongique en Avril qu'en Juillet. Cela peut être du à la température sachant qu'en avril la température tourne au tour de 21°C et 32°C qui sont des températures adéquates au développement des espèces fongiques alors qu'en Juillet les températures sont plus élevées, en plus de ça le facteur salinité joue également un rôle dans la répartition fongique, car en ce mois d'avril 2018, des précipitations importantes ont été enregistrées dans les deux wilaya de Mostaganem et d'Oran et ce débit élevé des pluies ont un impact direct sur la salinité des eaux marines ce qui peut expliquer cette différence de répartition entre les deux mois de prélèvement, en plus les fortes pluies peuvent ramener et conduire une importante quantité de

matière organique issue des différents rejets urbains ce qui peut avoir un impact directe sur la contamination fongique du milieu marin.

Sur le plan bibliographique, notons que la littérature révèle d'importantes études en rapport avec notre recherche, réalisées à travers différentes régions du monde et publiées entre les années 1990 et 2000. Une première étude concerne la flore fongique d'eau de mer et de sédiments prélevés en Mer du Nord. Les genres observés sont, par ordre décroissant : *Penicillium*, *Ulocladium*, *Scopulariopsis*, *Cladosporium*, *Trichoderma*, *Paecilomyces*, *Fusarium* et *Acremonium* (Shaumann, 1993).

Une seconde étude est celle de Matallah- Boutiba réalisée en 2008 évoquant l'inventaire des espèces fongique des eaux marines du littoral occidental Algérien. Les genres observés sont, par ordre d'importance *Penicillium* 55,18%, *Aspergillus* 8,29%, *Muccorales* 6,63%, *Trichoderma* 5,80%, *Cladosporium* 3,73%, *Fusarium* 2,07%, *Pullularia* 1,24%, *Acremonium* 0,82%, *Alternaria* 0,82 %, *Verticillium* 0,82%, *Gliocladium* 0,41%, *Geotrichum* 0,41% et les non identifiés ou *Mycéliums* stériles 14,10%.

En règle générale, les résultats de ces études montrent une similitude avec ceux issus de notre recherche. Dans la majorité des cas, les principaux genres sont cités. Il s'agit de : *Penicillium* et *Cladosporium*, pour lesquels les résultats sont les plus fréquents. Pour le reste, des différences minimales apparaissent d'une étude à une autre et s'expliquent soit par l'absence de certains types de souches présentes dans notre zone d'étude, et que l'on ne retrouve nulle part ailleurs. A titre d'exemple, les genres *Alternaria* et *Rhodotorula* ne sont présents que dans les eaux algériennes; *Paecilomyces* est quasi absent en Mer du Nord est observé seulement en Algérie Mer du Nord.

Le fait de retrouver les mêmes genres représentés de manière sensiblement équivalente dans des lieux très éloignés les uns des autres et dans des prélèvements aussi différents, pourrait être une preuve supplémentaire de leur réelle implantation en milieu marin. Ces faits confirment les conclusions de Khudyakova et al. (2000), selon lesquels 98% des espèces fongiques trouvées dans le milieu marin sont marines facultatives, représentées surtout par les genres *Penicillium*, *Ulocladium*, *Scopulariopsis*, *Cladosporium* et *Alternaria*. Par ailleurs, les genres répertoriés dans ce travail sont connus pour produire des mycotoxines. En effet, la souche *Penicillium*, est une espèce connue pour son importante production toxinique. Ainsi, un risque toxique réel existe, menaçant à la fois les mollusques et l'homme, consommateur de ces fruits de mer.

Une étude réalisé par Khelil (2005), consiste à comparée la contamination des eaux littorales et celle des moules, dans le but de la mise en évidence de l'efficacité d'un indicateur biologique (La moule *Mytilus galloprovincialis*), et l'évaluation de la contamination bactérienne du milieu marin côtier. Les résultats montrent que la concentration des bactéries (les coliformes fécaux, les coliformes totaux et les streptocoques fécaux) est plus importante chez les bivalves qu'au niveau de l'eau de mer, cela concorde parfaitement les résultats obtenus dans la présente étude en ce qui concerne les champignons.

De ces études, on peut dire que la moules concentrent les polluants (champignons dans les résultats de Matallah-Boutiba *et al.* (2008, 2011) et Matallah-Boutiba (2009) et les bactéries dans les résultats de Khelil (2005), en filtrant de l'eau de mer.

On peut alors, utiliser les moules comme bioindicateurs pour évaluer le degré de contamination fongique et bactérienne du milieu marin.

Tableau 6 : Inventaires fongiques dans les différentes régions marines dans le monde.
(in Matallah-Boutiba , 2009)

Microfonge des écosystèmes marins	Mer du nord Shaumann, (1993).	Côtes du Brésil De Moura Sarquis et Cunha de Oliveira, (1996)	Loire côte Nord atlantique ; France Sallenave, (2000)	Loire côte Nord atlantique ; France Ruiz (2007)	Eaux algériennes (Méditerranée) travail, Matallah-Boutiba <i>et al.</i> (2008)	littoral oriental oranais travail, Bendaoud, (2013)	Littoral Ouest Algérien Stidia - Kristel présent travail, Tikour 2018
<i>Penicillium</i>	+	+	+	+	+	+	+
<i>Trichoderma</i>	+	+	+	+	+	0	0
<i>Fusarium</i>	+	+	+	+	+	+	0
<i>Cladosporium</i>	+	+	+	+	+	+	+
<i>Acremonium</i>	+	+	+	+	+	0	0
<i>Aspergillus</i>	0	+	+	+	+	+	0
<i>Paecilomyces</i>	+	+	+	+	0	0	0
Muccorale	+	0	+	+	+	+	0
<i>Verticillium</i>	0	0	+	+	+	0	0
<i>Ulocladium</i>	+	0	0	0	0	0	+

<i>Scopulariopsis</i>	+	0	0	+	0	0	+
<i>Stachybotrys</i> ,	0	0	+	0	0	0	0
<i>Drechslera</i>	0	0	0	+	0	0	0
<i>Dissitimurus</i> .	0	0	0	+	0	0	0
<i>Alternaria</i>	+	0	+	0	+	+	+
<i>Talaromyces</i>	0	0	0	+	0	0	0
<i>Dematiées</i>	0	0	+	0	0	0	0
<i>humicola</i>	+	0	0	0	0	0	0
<i>Gliomatix</i>	+	0	0	0	0	0	0
<i>Doratomyces</i>	+	0	0	0	0	0	0
<i>Cylindrocadron</i>	+	0	0	0	0	0	0
<i>Chrysosporium</i> ,	+	0	0	0	0	0	0
<i>Phoma</i>	0	0	+	0	0	0	0
<i>Gliocladium</i>	0	0	0	+	+	0	0
<i>Pullularia</i>	0	0	0	0	+	0	0
<i>Geotrichum</i>	0	0	0	+	+	0	0
<i>Rhodotorula</i>	0	0	0	0	0	0	+

D'après nos résultats, et de l'étude de quelques paramètres météorologiques sur la période de prélèvement, la répartition de la microfonge marine dépend des conditions climatiques, telle que la température, la pluviométrie.

Conclusion générale

A l'heure actuelle, un intérêt particulier de la part des scientifiques dans le monde est porté aux champignons évoluant en zone côtière. Notre étude a été réalisée en faisant un inventaire des micromycètes marins dans deux zones de conchylicultures situées dans le littoral Ouest Algérien et au niveau de deux types de prélèvement « l'eau de mer » et de « la moule *Mytilus galloprovincialis* ».

Un total de **139 souches** ont été isolées dont on a pu identifier 10 genres différents et qui sont: *Penicillium* spp. (28,78%), *Scopulariopsis brevicaulis* (10,07%), *Cladosporium* sp. (4,32%), *Alternaria* sp. (3,6%), *Ulocladium* sp. (1,44%) et un genre de moisissure non identifié (9,35%), *Rhodotorula* sp. (9,35%) et levures non identifiées (33,09 %). Les résultats montrent que le site de Stidia présente une microfonge plus importante que celle du site de Kristel, sur les prélèvements d'eau de mer ainsi que sur la *Mytilus galloprovincialis*.

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

D'après nos résultats, l'eau de mer et les moules des deux sites (Stidia Mostaganem et Kristel Oran) contiennent une grande diversité d'espèce fongique. L'analyse de la nature et de la fréquence d'isolement des champignons selon les sites, types et les périodes de prélèvement, montre une nette prédominance de la contamination fongique au niveau de l'eau de mer avec des pics en mois d'avril.

On peut déduire que la répartition de la microfonge marine dépend d'un ensemble de facteurs environnementaux tels que les conditions climatiques, hydrodynamisme et pollution du milieu.

Le nombre de champignons isolés était plus élevé à Stidia « Mostaganem », cela peut s'expliquer par le fait que ce site est soumis à divers importants rejets (des émissaires urbains et industriels notamment les rejets d'hydrocarbure navire etc.).

Pour la comparaison des types de prélèvements, on constate que la moule présente une plus grande diversité de la flore fongique que l'eau de mer.

La moule présente elle aussi une flore marine, on peut donc le considérer comme un bio- indicateur de pollution fongique.

La pollution marine est devenue un des problèmes majeurs posés par l'environnement, et les sources de cette pollution ne cessent d'accroître et les conséquences sont visibles et multiples sur les animaux marins, la végétation marine, et l'homme...

L'Homme, consommateur final des produits marins et occupant le dernier maillon de la chaîne alimentaire peut à n'importe quel moment, en être victime (Reilly, 1991).

Bref on peut alors, utiliser les moules comme bio-indicateurs pour évaluer le degré de contamination fongique et bactérienne du milieu marin.

Nous terminons notre travail avec quelques perspectives:

- Approfondir les résultats à l'échelle nationale et locale.
- Multiplier les prélèvements pendant plusieurs années et dans différents sites.
- Compléter les identifications des champignons, genres et espèces.
- Réalisation d'études statistiques.
- Assurer et maintenir la biosurveillance de nos côtes durant toute l'année.
- Adopter des méthodes adéquates et efficaces pour le traitement et l'élimination des eaux usées.
- Sensibiliser au maximum le grand public aux problèmes environnementaux pouvant impacter les peuplements floristiques et faunistiques et affecter la santé de l'Homme.

Enfin et au-delà des résultats, il est clair que le dialogue entre les producteurs d'informations et les usagers constituent un élément stratégique pour le futur.

- **Ait Abdelouahab N. 2001.** Microbiologie alimentaire. Office des publications
- **Alexopoulos, C. J., C. W. 1996.** Mims, and M. Blackwell. Introductory.
- **ANDI. 2014.** Agence Nationale de Développement de l'Investissement Entretien avec Monsieur Ahmed MAABED, Wali de Mostaganem.
- **Ascensio, E., Bordreuil, C., Frasse, M., Orieux, A. Roux, D.1977.** Une approche des conditions météorologiques sur le Golfe du Lion. Annales de l'Institut Océanographique, Paris, 53 (1), 155-169.
- **Atkins, D.1943.** On the ciliary mechanisms and interrelationships of Lamellibranches. Q,J, Microsc, Sci, 84:187-256.
- **Bachir-Boudjra.B, Belbachir.N, Benkada.M.Y, Maarouf.A, Riadi .H. 2010.** Sur la présence de l'algue *Caulerpa Racemosa* (forsskal)J. agardh (caulerpales , chlorophyta) devant la cote Mostaganem (ouest Algérie) p05.
- **Badillet G., De brieve C., Gheho E. 1987 .** Champignons contaminants des cultures, champignons opportunistes, Atlas clinique et biologique. Ed. Varia, Paris.
- **Belbachir N. 2012.** Contribution a l'étude écologique de l'herbier a *posidonia oceanica* (L) Delile (1813) de la frange de Mostaganem, état de sante et relation entre plante et échinoderme thèse écosystème côtier marine magister option p178.
- **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>.
- **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. 2^{ième} Ed. Masson. 426p.
- **Bouaziz B. 2012.** Etude de la plage submerge de stidia cote ouest de Mostaganem thèse ingénieure option ressources halieutique.
- **Bourcart, C et Lubet P. 1963.** Nouvelles observations sur la physiologie sexuelle de *mytilus galioprovincialis* Lmk, C.R.Soc,Biol., Paris, 157(11):1966-8.
- **Boutiba, Z ; Taleb, Z ; Abi Ayad E. 2003.** Etat de la pollution de la côte oranaise. Ed. Dar El Gharb, Oran, Algérie : 69p.
- **Brisou, J. 1975.** La microbiologie du milieu marin : Les levures et les champignons du milieu marin. Paris : Flammarion Médicales (collection de l'institut Pasteur), pp 159-162, 271 p.
- **Carlile M.J., Watkinson S.C. The Fungi. 1994.** (Academic Press eds).

- **Casas S. 2005.** Modélisation de la bioaccumulation de métaux traces (Hg, Cd, Pb, Cu et Zn) chez la moule *Mytilus galloprovincialis*, en milieu méditerranéen. Thèse de Doctorat de l'université du sud Toulon Var, 276p.
- **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.
Conserv, 7, 1147-1161.
- **Cuomo, V. ; Palomba, I. ; Perretti, A. ; Guerriero, A. ; D'Ambrosio, M. & Pietra, F. 1995.** Antimicrobial activities from marine fungi. J. Mar. Biotechnol , 2 : 199-204.
- **Delarras C. 2007.** Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. *Edition Lavoisier, 654 pages.*
- **FAO. 2009.** Département des pêches et de l'aquaculture Statistiques de Pêches <http://www.fao.org/>
- **Field, I.A. 1922.** Biology and economic value of the sea mussel, *Mytilus edulis* L. Bull,IJ.S.Bur,Fish. 38:127-259.
Fungi, Academic Press, New York.
- **Furnestin, 1966.** Eléments de planctonologie appliquée. Rev.Trav.Inst.Sci.Pches Marit., Nan-tes, 3dÇi/3T117-.278
- **Garcia, N., Cuttelod, A., Abdul Malak, D., 2010.**Te Status and Distribution of Freshwater Biodiversity in Northern Africa. IUCN, Gland, Switzerland, Cambridge, UK and Malaga, Spain. vii+32pp .
- **Gareth-Jones E.B. 1998.** Biofutur, juin, numéro spécial N° 179, pp 18-20
- **Gareth-Jones, E.B. & Alias, S.A. 1997.** Biodiversity of tropical microfungi.
- **Ghodbani.T, Kansab. O, et Kouti .A. 2016.** Développement du tourisme balnéaire en Algérie face à la problématique de protection des espaces littoraux. Le cas des côtes Mostaganemoises p 20.
- **Goldberg E. 1975.** The health of the oceans. The Unesco Press. pp. 165-170.
- **Hughes, G.C. 1975.** Studies of fungi in oceans and estuaries since 1961. 1. Lignicolous, Caulicolous and Foliicolous species. Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev, 13 : 69-180
- **Hyde K.D., Gareth-Jones E.B., Leano E., Pointing S.B., Poonyth A.D. & Vrijmoed, L.L.P. 1998.** Role of fungi in marine ecosystems. Biodivers.

- **Hyde, K.D. ; Gareth-Jones, E.B. ; Leano, E. ; Pointing, S.B. ; Poonyth, A.D. & Vrijmoed, L.L.P. 1998.** Role of fungi in marine ecosystems. *Biodivers. Conserv*, 7 : 1147-1161.
- In: *Biodiversity of mangrove fungi*. Hong-Kong : Hyde K.D., University Press, pp 7192 ISBN.Canada
- **Jennings D.H., Lysek G. 1996.** Fungal biology: understanding the fungal lifestyle. (Bios Scientific publisherseds).
- **Jennings D.H., Lysek G. 1996.** Fungal biology: understanding the fungal l .
- **Kantin R , B. Andral, S. Debard, J. Denis, V. Derolez, E. Emery, N. Ganzin, G. Hervé, T. Laugier, M. Le Borgne, D. L'Hostis, J. Oheix, V. Orsoni, S. Raoult, S. Sartoretto, C. Tomasino. 2006.** Le Référentiel Benthique Méditerranéen(Rebent Med) *Ifremer* p 127.
- **Kerfouf. A, M., Taleb, F, Tahraoui. 2015 :** Impact of Anthropic Activity on a coastal Environment of Ecological Interest : Stidia (Mostaganem- Algérie) P 08.
- **Kendrick, B.1999.** The fifth kingdom. 2nd édition. Mycologue Publications. <http://www.mycolog.com/fifthtoc.html>.
- **Khudyakova, Y.V; Pivkin, M.V. ; Kuznetsova, T.A. & Svetashev, V.I. 2000.** Fungi in sediments of the sea of Japan and their biologically active metabolites. *Microbiology*,69 (5) : 722-726
- **Kohlmeyer J et Kohlmeyer E. 1995.** Decomposition of mangrove wood by marine fungi and teredinids in Belize. *Mar. Ecol*, 16 (1), 27-39.
- **Kohlmeyer, J. & Kohlmeyer. E. 1979.** Marine mycology: the higher fungi. New York : Academic press, , 689 p.
- **Kohlmeyer, J. 1977.** New genera and species of higher fungi from the deep sea (1615-5315 m). *Rev. Mycol*, 41 :189-206.
- **Kohlmeyer, J. 1983.** Geography of marine fungi. *Aust. J. Bot. Suppl. Ser*, 10 : 67-76.
- **Le Gall, P. 1969.** Etude des moulières normandes: renouvellement, cycle de croissance. Thèse, Université de Caen, 71 p.
- **Le Gall, P.1971.** Organisme de la gonade chez *Mytilus edulis* L0 Haliotis, 1:31-2
- **Liberra, K. & Lindequist, U. 1995.** Marine fungi – A prolific resource of biologically active natural products. *Pharmazie*, 50 : 583- 588.
- **Lubet, Pe. 1959.** Recherches le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les mytilidés et les Pectinidés ; *Rev.Trav.Inst.Sci.Pches Narit.*, Nantes, 23(3):384548.

- **Lubet, Pe. 1966.** Essai d'analyse expérimentale des perturbations produites par les ablations de ganglions nerveux chez *Mytilus edulis* L. et *Mytilus galloprovincialis* Lmk. Ann, Endocrinol, Paris, 27(3):353-65.
- **M.A.T.E. 2000.** Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement., Rapport sur l'état et l'avenir de l'environnement (version grand public), Algérie: 118. Univ.Oran : 50p.
- **Madelin T.M. 1994.** Fungal aerosols: a review. *Journal of aerosol science*. 25: 1405-1412.
- **Matallah-Boutiba A. 2009.** Inventaire des espèces fongiques des eaux marines du littoral occidental algérien. Thèse. Doct, Univ Oran, Algérie : 143p.
- **Meyer-Reil L.A. und Köster M. Jena :** Gustav Fischer Verlag, 144-195.
- **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.
- **Miller, S.L. 1994.** Functional diversity in fungi. Can. J. Bot, 73 (Suppl. 1) : S50-S57.
- **Millot C., Taupier-Letage I. 2005.** Additional evidence of LIW entrainment across the Algerian subbasin by mesoscale eddies and not by a permanent westward flow.
- **Mohamed-Benkada M. 2006.** Evaluation du risque fongique en zones conchylicoles : Substances toxiques de souches marines du genre *Trichoderma*. Thèse en Pharmacie, Université de Nantes, France, 139p.
- **Mueller G.M., Schmit J.P. 2007.** Fungal biodiversity: what do we know ? What can we predict? *Biodiversity and Conservation*. 16: 1-5.
- **Mycology (4th Ed.).** John Wiley and Sons, New York,USA. 868p.
- **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.
- **Pequignat, E.1972.** A kinetic and radiographic study of the direct assimilation of amino acids and glucose by the organs of mussels, Mar,Biol. (sous presses)
- **Polglase J.L., Alderman D.J., Richards R.H. 1986.** Aspects of the progress of mycotic infections in marine animals, In: The biology of marine fungi:
- **Reilly, W.K. 1991.** Notre monde notre environnement : L'économie et l'écologie du diapason. Revue « Dialogue », 93 (3) : pp. 19- 24.
- **Ronkin, R.R. 1950.** The uptake of radioactive phosphate by the excised gill of the mussel, *Mytilus edulis*jl.Com,Psol., 35:241-60

- **Saada L. 1997.** Présentation générale du littoral et aménagement des zones de baignade. Séminaire, Ain Témouchent (23 – 25.02.1997).
- **Sallenave C. 1999.** Etude de la flore fongique des zones conchylicoles de l'estuaire de la Loire, recherche de souches toxigènes. Th. : Pharmacie : Université de Nantes, 1999, 194p.
- **Sallenave, C. 1999.** Etude de la flore fongique des zones conchylicoles de l'estuaire de la Loire, recherche de souches toxigènes. Th. : Pharmacie : Université de Nantes, 194 p.
- **Sanders I.R., 2004.** Intraspecific genetic variation in arbuscular mycorrhizal fungi and its consequences for molecular biology, ecology, and development of inoculum. *Canadian Journal of Botany*. 82: 1057-1062.
- **Schaumann, K. 1993.** Marine pilze. In : Mikrobiologie des meeresbodens.
- **Schüßer A., Schwarzott D., Walker C. 2001.** A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*. 105: 1413-1421.
- **Sollic, G. 2004.** Recherche par PCR d'OsHV-1 (Ostreid Herpesvirus type 1) dans des échantillons d'eau de claires ostréicoles. Mémoire de fin d'études. Ecole Pratique des Hautes Etudes, Sciences de la Vie et de la Terre. Montpellier, 51 p.
- **Sridhar, K.R. & Prasannarai, K. 2001.** Biogeography and biodiversity of higher marine fungi in tropics- A review. *Ecol. Env. & Cons* , 7 (3) : 219-234.
- **Stanley, S.J. 1992.** Observation on the seasonal occurrence of marine endophytic and parasitic fungi. *Can. J. Bot* , 70 : 2089-2096
- **Taleb Z et Boutiba Z. 1996.** Santé de la Méditerranée : cas du littoral ouest algérien. Actes du 3ème Colloque National "Climat-Environnement "(ARCE) ; 16-17 Décembre 1996, Oran, Algérie.
- **Terbeche, M. 2007.** Tendance de la contamination bactériologique et métallique chez la crevette rouge (*Aristeus antennatus*). *Mémoire de Magister, LRSE*, Université, d'Oran.
- **Tortora J., Funk B.F. and Case Ch.I. 2003.** *Introduction à la microbiologie*, (edn) Universitaires, 52 pages.
- **Vandenkoornhuysen P., Leyval C., Bonnin I. 2001.** High genetic diversity in AM fungi: evidence for recombination events. *Heredity*. 87: 243-253.
- **Woese C., Fox G. 1977.** Phylogenetic structure of prokaryotic domain: the primary kingdoms. *Proc Natl Acad Sci USA*, 74 (11), 5088-90.

