

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE D'OBTENTION DU DIPLOME D'INGENIEUR
ET MASTERE EN SCIENCES DE LA MER
OPTION : BIODIVERSITE ET GESTION DES ECOSYSTEMES
THEME :**

**Biodiversité et composition du phytoplancton et du
microphytobenthos de la côte Est Algéroise.**

Réalisé par :

- ❖ M^{lle} BELKACEMI Abir
- ❖ M^{lle} MEDDAHI Madina.

Soutenu le 28-10-2021 : Devant les membres de jurys suivants :

M. KACHER. M	Professeur (ENSSMAL)	Président
M. LOURGUIOUI. H	Maître de conférences B (ENSSMAL)	Examineur
Mme. KAIDI. N	Maître assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice
M^{lle}. MOKRANE. Z	Maître de conférences A (ENSSMAL)	Promotrice

Promotion : 2020/ 2021

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE D'OBTENTION DU DIPLOME D'INGENIEUR
ET MASTERE EN SCIENCES DE LA MER
OPTION : BIODIVERSITE ET GESTION DES ECOSYSTEMES
THEME :**

Biodiversité et composition du phytoplancton et du
microphytobenthos de la côte Est Algéroise.

Réalisé par :

- ❖ M^{lle} BELKACEMI Abir
- ❖ M^{lle} MEDDAHI Madina.

Soutenu le 28-10-2021 : Devant les membres de jurys suivants :

M. KACHER. M	Professeur (ENSSMAL)	Président
M. LOURGUIOUI. H	Maître de conférences B (ENSSMAL)	Examineur
Mme. KAIDI. N	Maître assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice
M^{lle}. MOKRANE. Z	Maître de conférences A (ENSSMAL)	Promotrice

Promotion : 2020/ 2021

Remerciement

Tout d'abord, nous remercions Allah de nous avoir accordé la force, le courage, la patience, et la persévérance pour réaliser ce travail.

Nous remercions nos chers parents, pour tous les sacrifices faits pour nous. Nous souhaitons que vous soyez toujours à nos côtés, et que Dieu puisse vous accorder, plein de santé, bonheur et prospérité.

Nous accordons également un très grand remerciement à notre promotrice, Mme MOKRANE. Z pour ses qualités d'encadrement, son dévouement envers ses étudiants. Elle a mis à notre disposition tout le nécessaire pour un bon déroulement du travail.

Nous exprimons aussi notre sincère gratitude envers Mr BELKESSEM H, et tous les membres du club « RÉCIF » de nous avoir bien accueillies et de mettre à notre disposition leurs laboratoire et les moyens en mer nécessaires.

Nous adressons également un vif remerciement et nous exprimons un profond respect à Mr KACHER M, qui nous a honorés comme président de jury pour notre soutenance.

Nous ne manquerons pas de remercier M. LOURGUIOUI.H et M^{me} KAIDI.N d'avoir acceptés d'être nos examinateurs pour notre soutenance.

Merci énormément aux plongeurs, surtout Walid, Ismail, Mustapha et Ahlem de nous avoir accompagné et bien aider durant ce travail.

Dédicace

Je tiens à remercier

Dieu tout puissant.

Je dédie ce travail à mes parents, Mon bonheur absolu.

Ceux qui m'ont épaulé et soutenu dans toutes mes décisions. Ils étaient présents à chaque moment de ma vie, c'est grâce à eux que j'ai réussi. Il n'y a pas de mots aussi puissants pour décrire mes profonds sentiments d'amour et de gratitude à votre égard.

Merci infiniment.

A mes frères Ziad, Raïd et ma petite sœur Aridj.

A mes cousines Nouha, Ryma et Marwa, qu'elles étaient toujours à l'écoute. Je vous aime énormément.

A ma sœur du cœur Fatma, pour son soutien moral lors des moments les plus difficiles.

A mon meilleure binôme Madjda, et mes chères copines Meriem, Nihal, Denia, Siba, Chiraz et Batoul merci d'être là pour moi. Véritables sœurs.

Merci à mes amies Nour et Rayene avec eux j'ai passé des magnifiques moments durant notre cursus universitaire.

Et en dernier

Merci à moi d'être forte et patiente durant la réalisation de ce travail.

Belkacemi Abir.

Tout merci à dieu qui m'a inspiré et ma guider dans le bon chemin, et ma facilite tous les difficultés que j'ai trouvé et ma donnée la patience et la force pour terminer.

A ma chère maman

A celle qui a travaillé dur pour mes soins et mon éducation, qui m'a comblé de bienveillance et de tendresse, à celle qui m'a facilité les chemins de la connaissance et du savoir, Qui a souhaité me voir heureuse et réussi.

A ma mère, ma chère mère

Quelle était la lumière brillante pour moi dans les temps d'obscurité, qui avait le premier et le dernier mérite de mon arrivée ici, à c'elle qui m'a consacré sa vie.

A mon cher père

Qui m'a encouragé et m'a soutenu dans les moments difficiles.

A ma chère grand-mère

A celle qui m'appris la sagesse et qui m'a donné de la gentillesse et de la tendresse, et m'a dirigé vers le droit chemin avec ses prières

A mes chères sœurs

Le pouls et le jumeau de mon âme. A ceux qui ont partagé avec moi mes peines et mes joies et être mon cache et mon refuge dans les moments difficiles, qui ont partagé mes tristesses avant le bonheur.

A mes sœurs, qui m'ont appris le vrai sens de l'amitié : Amel, Isma, Yasmina, Ibtissem.

A tous mes chers professeurs, symbole de générosité et de sincérité, à tout qui m'ont appris une lettre et qui ont eu une faveur sur moi.

A tous les étudiants de science de la mer.

Madina

Liste des abréviations

- ❖ **MPB** : Microphytobenthos
- ❖ **PP** : Phytoplankton
- ❖ **CFP** : *Ciguatera Fish Poisoning*
- ❖ **DSP** : *Diarrhetic Shellfish Poisoning*
- ❖ **PSP** : *Paralytic Shellfish Poisoning*
- ❖ **ASP** : *Amnesic Shellfish Poison*

Liste des figures

Figure 1 schéma récapitulatif de mode de vie et le cycle de vie du plancton.....	4
Figure 2 : les deux types de diatomées (La flèche indique le raphé, structure caractéristique des Pennées, intervenant dans la locomotion et la fixation de l’algue) ; (Bernard Quéguiner, 2013).	6
Figure 3 : Quelques espèces courantes du phytoplancton marin ; (Bernard Quéguiner, 2013).....	6
Figure 4 : quelques genres représentatifs des cyanobactéries.....	7
Figure 5: morphologie classique d’un dinoflagellé armé (Bernard Quéguiner, 2013).....	8
Figure 6 : exemple de dinoflagellé armé (Bernard Quéguiner, 2013).	8
Figure 7 : la morphologie externe de Gambierdiscus.	9
Figure 8 : quelques genres représentatifs des prémnisiophyceae; (Bernard Quéguiner, 2013).....	10
Figure 9 : (A et B) : illustrations de la morphologie cellulaire des cryptophycées ; (Bernard Quéguiner, 2013).....	11
Figure 10 : la chaine alimentaire marine.....	15
Figure 11 : Carte montrant la situation géographique de la zone d’étude Tamentfoust.	19
Figure 12 : une carte qui présente les différentes stations d’échantillonnage : plage Sidi l’Hadj-Tamentfoust, Alger. (Google Earth).....	23
Figure 13 : le microscope inversé avec la chambre de sédimentation.....	32
Figure 14 : L’observation des échantillons prélevé par le filet à plancton sous microscope photonique.	32
Figure 15 : un graphe représentant les pourcentages de la richesse spécifique des différentes classes phytoplanctonique à Tamentfoust.....	37
Figure 16 : Graphe représentant les fréquences relatives (%) des Bacillariophyceae dans toutes les stations du site d’étude (Tamentfoust).....	40
Figure 17 : Graphe représentant les fréquences relatives (%) des Dinophyceae dans toutes les stations du site d’étude (Tamentfoust).....	41
Figure 18: les fréquences des espèces dans le peuplement phytoplanctonique (A) et microphytobenthique (B).....	43
Figure 19 : un graphe représentant les pourcentages de l’abondance relative des différentes classes phytoplanctoniques dans tous les prélèvements à Tamentfoust.	47
Figure 20 : Graphe représentant l’abondance relative (%) des classes du peuplement Phytoplanctonique.	48
Figure 21 : Graphe représentant l’abondance relative (%) des espèces phytoplanctoniques.	49

Figure 22 : Graphe représentant l'abondance relative (%) des classes du peuplement microphytobenthiques.	49
Figure 23 : Graphe représentant l'abondance spécifique relative (%) du peuplement microphytobenthiques.	50
Figure 24: Graphe représentant les densités cellulaires (cellule/L) des différentes classes phytoplanctonique de tous les prélèvements à Tamentfoust.	51
Figure 25 : Graphe représentant les densités cellulaires (cellule/L) des trois groupes principaux dans le phytoplancton (A) et le microphytobenthos (B).	51
Figure 26 : Graphe représentant les densités cellulaires (Cellule/L) des espèces de Bacillariophyceae.	52
Figure 27 : Graphe représentant les densités cellulaires (Cellule/L) des espèces de Dinophyceae.	53
Figure 28 : Evolution de l'indice de Shannon (H'), d'Equitabilité (E) et l'indice de Simpson selon les échantillons.	54
Figure 29 : Evolution de l'indice de Shannon (H') et de l'indice indice d'Equitabilité (E) et l'indice de Simpson pour le phytoplancton et le microphytobenthos.	55

Liste des planches

Planche	Titre	Page
I	Quelques photos prises lors du prélèvement des échantillons.	28
II	Espèces de Bacillariophyceae observés au microscope inversé (grossissement x40).	44
III	Espèces de Dinophyceae observés au microscope inversé (grossissement x40).	45
IIII	Espèces de Divers observés au microscope inversé (grossissement x40).	46

Liste des tableaux

Tableau	Titre	Page
01	Tableau représentant les sorties effectuées avec différentes informations	24
02	Tableau des matériels utilisés	25-26
03	Tableau de la distribution des genres identifiés selon la station et le peuplement Planctonique (P) et Benthique (B).	38-39

Table des matières

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : GENERALITES.....	
PARTIE I : LE PHYTOPLANCTON ET LE MICROPHYTOBENTHOS	3
1. LE PEUPEMENT PLANCTONIQUE	3
2. LA DIVERSITE ET LES CARACTERES GENERAUX	5
2.1. Les Bacillariophycées	5
2.2. Les cyanophycées ou les cyanobactéries.....	6
2.3. Les Dinophycées (dinoflagellés).....	7
2.4. Les prymnésiohycées	9
2.5. Les silicoflagellés	10
2.6. Les chlorophycées.....	11
2.7. Les chrysophycées.....	11
2.8. Les xanthophycées	11
3. LA REPRODUCTION DU PHYTOPLANCTON ET DU MICROPHYTOBENTHOS.....	12
4. ECOLOGIE DU PHYTOPLANCTON PP.....	13
5. ECOLOGIE ET CROISSANCE DES MICROPHYTOBENTHOS MPB.....	14
6. LE ROLE PRIMORDIAL DU PHYTOPLANCTON.....	14
7. LE ROLE PRIMORDIAL DES MICROPHYTOBENTHOS	16
8. TOXICITE ET SECURITE SANITAIRE.....	17
PARTIE 2 : LA ZONE D'ETUDE	19
1. SITUATION GEOGRAPHIQUE DE TAMENTFOUST	19
CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES.....	
PARTIE I : PRELEVEMENTS ET ECHANTILLONNAGE.....	21
1. LOCALISATION DES STATIONS DE PRELEVEMENTS	21
2. MATERIELS UTILISES :	24
3. PRELEVEMENT ET ECHANTILLONNAGE	27
PARTIE II : ETUDE BIOLOGIQUE ET TRAITEMENT DES DONNES.....	30
1. PREPARATION POUR ANALYSE	30

2. ETUDE BIOLOGIQUE DU PEUPLEMENT PHYTOPLANCTONIQUE	30
3. TRAITEMENT DES DONNES	32
a. <i>Comptage des cellules phytoplanctoniques</i> :.....	33
b. <i>Etude de la diversité des communautés phytoplanctoniques</i>	34
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	
PARTIE I : RESULTATS	36
1. ETUDE QUALITATIVE DU PHYTOPLANCTON ET DU MICROPHYTOBENTHOS.....	36
□ <i>Composition taxonomique</i>	36
□ <i>Distribution des principaux genres identifiés</i>	37
2. ETUDE QUANTITATIVE DU PHYTOPLANCTON ET DU MICROPHYTOBENTHOS	47
PARTIE II : DISCUSSION	57
CONCLUSION	62
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	63
ANNEXES	63

Introduction

Les microalgues sont des micro-organismes photosynthétiques vivant sur terre, lac, rivière et la grande majorité dans les océans et les mers. Elles jouent un rôle majeur dans les systèmes côtiers qui ont un fonctionnement complexe, et sont utilisées par des organismes filtreurs (bivalves) et représentent une part très significative de leur alimentation, donc elles constituent un « fourrage » pour des consommateurs secondaires. Les microalgues peuvent aussi être d'origine planctonique et benthique. Le phytoplancton représente la partie végétative du plancton qui vive en plein mer, il joue un rôle très important dans l'écosystème marins, il est à la base de la chaîne alimentaire et synthétise la moitié de l'oxygène du monde, et oxygène les mers. Il est considéré comme un bio-indicateur du milieu marin. La diversité taxonomique du phytoplancton est de 40 000 espèces, dont plus de 100 étudiées et 10 exploitées (**Arnaud Muller-Feuga *et al*, 1997**).

Les microalgues benthiques ou microphytobenthos sont aussi, des algues eucaryotes microscopiques et photosynthétiques qui vivent sur le fond marin par oppositions au phytoplancton. Ils comprennent les diatomées, dinoflagellés, cyanobactéries, coccolithophores et autres diverses classes (Les chlorophycées, chrysophycées ...).

Ils jouent un rôle important dans le fonctionnement des réseaux trophiques en tant que producteurs primaires, influencent le flux de nutriments sédiment-eau et contribuent à la stabilisation des sédiments dans divers écosystèmes aquatiques, notamment les écosystèmes intertidaux (**Round *et al*, 2000**).

L'état et l'évolution des écosystèmes côtiers font partie des principales préoccupations des institutions scientifiques. Leur fonctionnement global et leur structure sont fortement conditionnés par le comportement des premiers échelons de la chaîne alimentaire, et en particulier par les microalgues qui se développent dans la colonne d'eau (phytoplancton) et au niveau du sédiment (microphytobenthos). Ces micro-algues constituent les plus importants producteurs primaires des zones côtières.

D'un point de vue taxonomique, la communauté phytobenthique est très spécifique et totalement différente de la communauté pélagique. Peu d'études sont consacrées aux micro-algues sur la côte algérienne notamment celles qui se rapportent au micro-algue benthiques. En effet, ce travail s'intéressera simultanément à la diversité et à la composition du phytoplancton et du microphytobenthos en relation avec les paramètres environnementaux.

Malgré le rôle majeur de ces deux populations dans l'écosystème côtier, cependant les études sur les microphytobenthos sont plus rares que le phytoplancton surtout en Algérie.

Il est de l'importance d'étudier parallèlement la diversité phytoplanctonique et phytobenthique pour connaître et protéger les écosystèmes marins. En effet, le but de cette étude, est basé sur deux

approches, quantitative et qualitative, afin d'explorer la diversité du peuplement phytoplanctonique, notamment le microphytobenthique et cerner les différences qui peuvent exister entre les deux populations qui colonisent la côte Est-Algéroise (Tamentfoust). Ce travail est devisé en 3 parités :

- **Généralité** : contenant des définitions de différents peuplements pélagiques et benthiques avec les différentes classes et leurs caractéristiques, ainsi que le rôle primordial des deux communautés, la toxicité et la sécurité sanitaire.
 - **Matériel et méthode** : comporte la localisation des sites d'échantillonnage et le prélèvement des échantillons, le matériel utilisé, la méthode d'échantillonnage (UTERMÔHL), et les indices écologiques mesurés.
 - **Résultats et discussion** : dans ce chapitre on présente nos résultats obtenus dont l'abondance, la diversité, la fréquence et la densité des espèces trouvées.
- Enfin, le document sera finalisé par une conclusion.

Chapitre I : Généralités

Partie I : Le Phytoplancton et le Microphytobenthos

1. Le peuplement planctonique

- **Le plancton**

Le mot plancton vient du grec « *plagktos* » signifiant errant, se définit par l'ensemble des organismes pélagiques susceptibles d'être entraînés par le déplacement des eaux (**Bougis, 1974 a**). Les organismes planctoniques peuvent être regroupés selon leurs tailles, leurs natures, les caractéristiques biologiques de leurs cycles de développement, leurs répartitions verticales sur la colonne d'eau et le type d'environnement qu'ils peuplent. Il peut être divisé selon la composante animale ou végétale en zooplancton et le phytoplancton (**Bougis, 1974-a ; 1974-b**).

- **Le phytoplancton**

Le phytoplancton représente la partie végétale du plancton regroupant, principalement, les organismes Chlorophylliens, il appartient à la fois au picoplancton, au nanoplancton (2-20 μm), et au microplancton (20-200 μm), et plus rarement au mésoplancton (0,2-20 mm) (**Alvain, 2005**). Il joue un rôle important dans les écosystèmes pélagiques côtiers et tient son importance du fait qu'il est constitué des micro-organismes unicellulaires autotrophes, capables de réaliser la photosynthèse et de produire tous les constituants nécessaires à la cellule, en utilisant l'énergie lumineuse et des nutriments inorganiques (**Azam et Malfatti, 2007**). Le phytoplancton peut être limité par des facteurs physiques (la lumière, la température, la turbulence et la turbidité) et des facteurs nutritionnels (sels azotés, phosphates, silicates, ...) d'origine naturelle ou anthropique. Ou encore, des facteurs biotiques (pression de broutage par le zooplancton) (**Bougis, 1974 ; Rolland, 2009**).

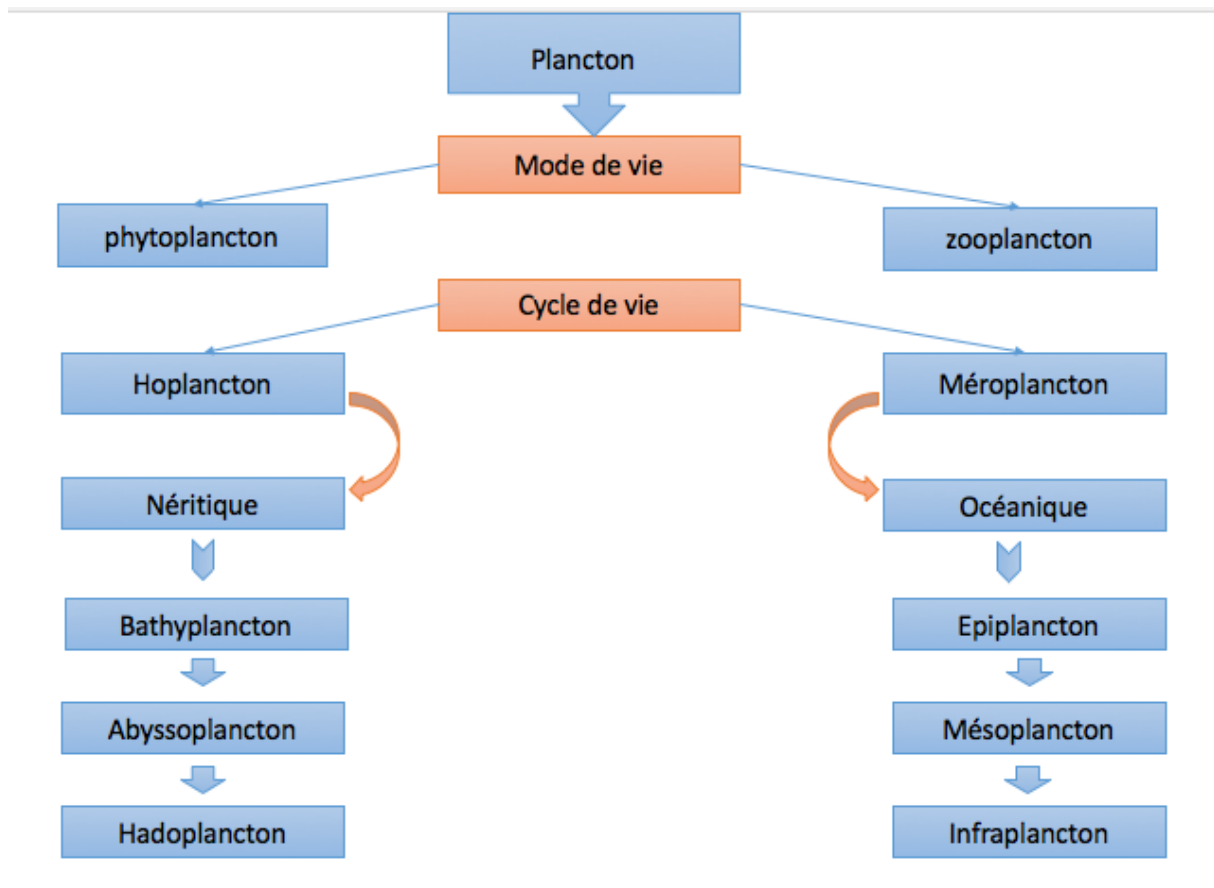


Figure 1 : schéma récapitulatif de mode de vie et le cycle de vie du plancton.

- **Le microphytobenthos MPB**

Micro : Préfixe, du grec « *mikros* », petit, indiquant que quelque chose est très petit ; Phyto : Préfixe issu du grec qui signifie végétal ;

Benthos : Emprunté du grec *benthos* « profondeur », ensemble des substrats durs ou meubles des fonds des mers.

Le microphytobenthos, correspond aux microorganismes photosynthétiques, également appelés microalgues benthiques, vivant en association avec des substrats benthiques, par opposition au phytoplancton qui se développe dans la colonne d'eau. Les microalgues peuvent parfois vivre en commun ou en symbiose avec les macrophytes ou la macrofaune, mais le terme microphytobenthos désigne ceux qui vivent en association avec des substrats inertes. Bien que le terme microphytobenthos implique une production autotrophique, de nombreuses espèces sont apparemment capables d'hétérotrophie. La plupart des microphytobenthos se présentent sous forme de cellules uniques, mais certaines sont filamenteuses ou autrement agrégées ; Le microphytobenthos peut être constitué de diatomées, de cyanobactéries, de chlorophycées et de flagellés.

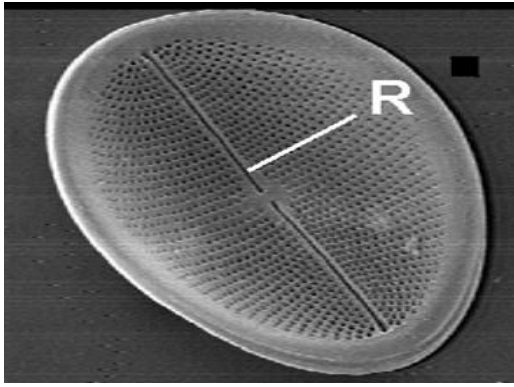
2. La diversité et les caractères généraux

2.1. Les Bacillariophycées

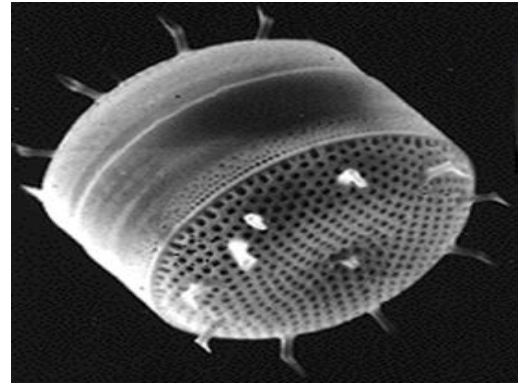
L'une des principales caractéristiques des Bacillariophyceae (diatomée) est la présence d'une paroi siliceuse (le frustule) autour de la cellule. Cette paroi montre une différenciation morphologique importante, elle est formée de silice biogénique (ou opale) dont la formule générale est $(\text{SiO}_2, n\text{H}_2\text{O})$. Ces algues sont donc tributaires du silicium pour leurs développements et la duplication de l'ADN, prélude à la division cellulaire est impossible en l'absence de cet élément. Le frustule est doublé extérieurement par une pellicule organique composée de polysaccharides et de polypeptides riches en acides aminés hydroxylés, notamment en sérine (**Bernard Quéguiner, 2013**).

Les diatomées sont en grande majorité autotrophes, leurs pigments synthétiques, chlorophylles *a*, *c* et dérivés caroténoïdes, confèrent à leurs chloroplastes une couleur brun-jaune et leur assurent un large spectre d'absorption de la lumière. Les cycles biologiques des diatomées sont dits «monogénétiques» car ils sont théoriquement complétés en une seule génération (en considérant la reproduction sexuée), et diplophasiques car la phase diploïde (à $2n$ chromosomes) est plus longue que la phase haploïde (à $1n$ chromosomes). Les cycles de vie des diatomées sont relativement rapides (cycle de développement allant de quelques heures à quelques jours) (**Baars, 1983**).

Les diatomées sont divisées en deux sous-classes : les Pennatophycideae (ou Pennées) et les Centrophycideae (ou Centriques). Chez les Pennées, les valves possèdent deux plans de symétrie perpendiculaires entre eux et perpendiculaires au plan valvaire. Chez les Centriques, au contraire, les valves possèdent un axe de symétrie radiale, cependant parfois excentré (**Baars, 1983 In Marius Boutin, 2012**).



A : Diatomée pennée (*Cocconies sp.*).



B : Diatomée centrique (*Thalassiosira angulata*)

Figure 2 : les deux types de diatomées (La flèche indique le raphé, structure caractéristique des Pennées, intervenant dans la locomotion et la fixation de l'algue) (**Bernard Quéguiner, 2013**).



A : *Chaetoceros eibonii*



B : *Thalassionema nitzschioides*

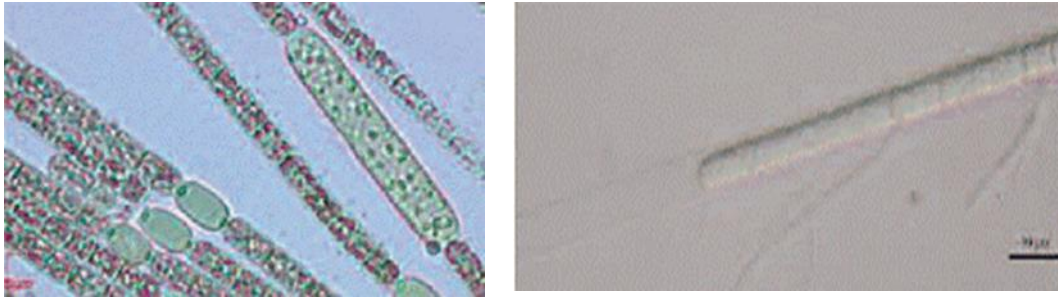


C : *Chaetoceros debile*

Figure 3 : Quelques espèces courantes du phytoplancton marin (**Bernard Quéguiner, 2013**).

2.2. Les cyanophycées ou les cyanobactéries (le seul groupe procaryote)

Les cyanobactéries représentent la majeure partie des organismes picophytoplanctoniques des eaux de surface. Ils présentent des formes unicellulaires libres ou des colonies filamenteuses parfois regroupées en amas visibles à l'œil nu. Ces organismes sont procaryotes et ne présentent donc pas d'organites cytoplasmiques (les thylakoïdes sont libres dans le cytoplasme, de même que le matériel génétique, absence d'enveloppe nucléaire). Les cyanobactéries possèdent de la chlorophylle *a*, des carotènes, notamment la zéaxanthine, et des phycobilines (phycocérythrine et phycocyanine) (**Bernard Quéguiner, 2013**)



A : Cyanobactérie organisé en trichome genre : Aphanizomenon.

B : Cyanobactérie organisée en filaments, genre Phormidium.

Figure 4 : quelques genres représentatifs des cyanobactéries

(source : <https://planet-vie.ens.fr/thematiques/ecologie/gestion-de-l-environnement-pollution/cyanobacteries-et-cyanotoxines>).

2.3. Les Dinophycées (dinoflagellés)

Est le second groupe en importance du phytoplancton regroupant près de 2 000 espèces, ce sont des organismes unicellulaires dont la taille est comprise entre quelques millimètres. On les rencontre aussi bien parmi les nanoflagellés que dans le microplancton (**Bernard Quéguiner, 2013**). Contrairement aux diatomées, les individus sont très rarement regroupés en colonies, les cellules possèdent deux flagelles, de nature protéique et capables de mouvements. Ces deux flagelles ont des structures et des rôles différents :

- Le premier flagelle est situé dans un sillon longitudinal : le sulcus, lorsqu'il bat d'avant en arrière, ce flagelle propulse le dinoflagellé vers la direction opposée, c'est-à-dire vers l'avant.
- L'autre flagelle est aplati en forme de ruban et se trouve placé dans le sillon transversal : le cingulum, qui entoure la cellule et la divise en deux parties (épithèque et hypothèque), ce flagelle permet au dinoflagellé de tourner et de manœuvrer, il assure aussi le mouvement vers l'avant.

L'action combinée des deux flagelles provoque une lente rotation de la cellule sur son axe lors du déplacement dans l'eau, la faisant ainsi « tourner ».

Les dinoflagellés sont entourés d'une structure complexe : l'amphiesma, formée d'une membrane interne et d'une membrane externe entre lesquelles est disposée une série de vésicules aplaties. Chez les dinoflagellés armés, ces vésicules contiennent les plaques de cellulose formant la thèque. Cette thèque peut manquer en permanence chez les dinoflagellés nus. La plupart des dinoflagellés sont de couleur brune ou vert brillant. Ils sont caractérisés également par la présence de chlorophylle (a) et (c) ainsi que de caroténoïdes divers, la dinoxanthine et la diadinoxanthine (**Bernard Quéguiner, 2013**).

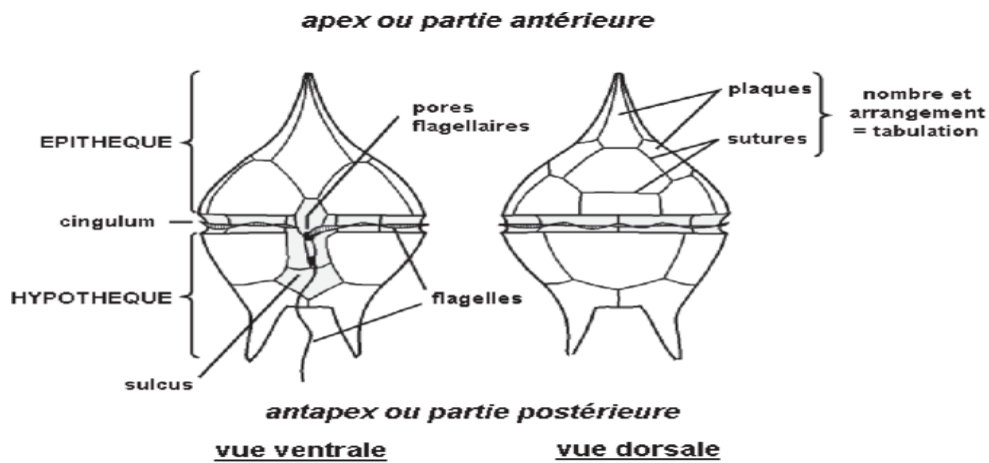
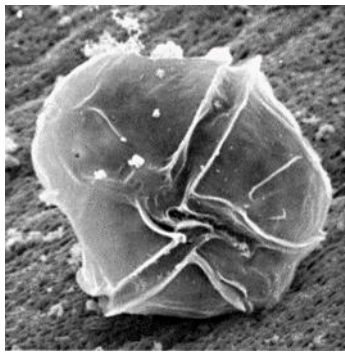
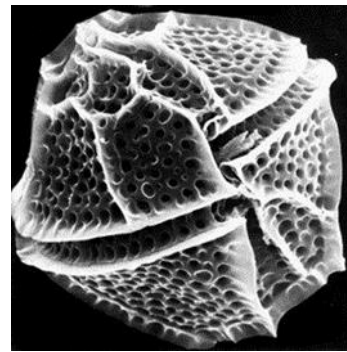


Figure 5 : morphologie classique d'un dinoflagellé armé (Bernard Quéguiner, 2013).



A : *Alexandrium tamarense*



B : *Gonyaulax polyedra*

Figure 6 : exemple de dinoflagellé armé (Bernard Quéguiner, 2013).

Parmi les dinoflagellés, on trouve un genre très important, c'est bien les **Gambierdiscus** est un genre dinoflagellés épibenthiques associés à des substrats comprenant des macroalgues, du sable, des débris et des récifs coralliens. On le trouve généralement avec d'autres dinoflagellés toxigènes dont *Ostreopsis* (Schmidt), *Coolia Meunier*, *Prorocentrum* (Ehrenberg), et *Amphidinium* (Fraga et al. 2011). Ils présentent une forme générale lenticulaire, sous le microscope, sont observés en vue apicale ou antiapical, de forme subcirculaire. Ils sont caractérisés par une encoche ventrale (sulcus) ou s'insèrent deux flagelles : Le flagelle longitudinale ou sulcal, le flagelle transversal ou cingulaire. La thèque est une enveloppe cellulosique composée de deux parties : l'épithèque et l'hypothèque. Elle est constituée de 33 plaques comportant des pores et séparées par des sutures sinueuses. La coloration globale de la cellule est variable, du vert clair au brun. En culture, on constate l'existence d'autres formes dont la signification demeure mal connue :

- Petites cellules rondes ;
- Cystes végétatifs ;
- Cellule déformé (**Adachi et Fukuyo, 1979 in Jean Pascal, 1989**).

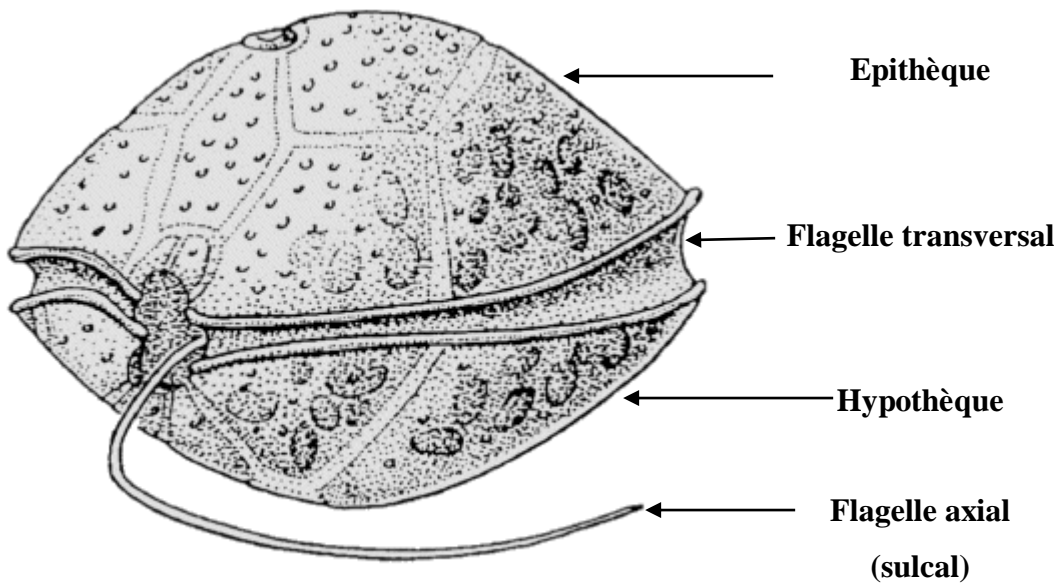
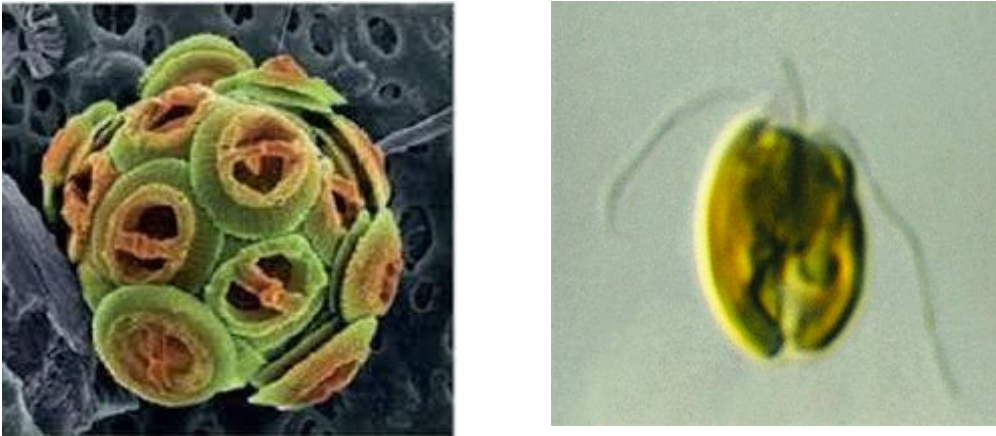


Figure 7 : la morphologie externe de Gambierdiscus.

2.4. Les prymnésiophycées

Egalement connus sous le terme d'haptophycées, cette classe représente environ 500 espèces actuelles réparties en une cinquantaine de genres. Cette classe représente également un certain nombre de genres et d'espèces fossiles appartenant surtout au groupe des coccolithophoridés. Les prymnésiophycées représentent une source de nourriture importante pour les communautés aquatiques. Ces organismes sont généralement marins et caractérisent notamment le phytoplancton tropical. La classe des prymnésiophycées est cependant présente dans tous les écosystèmes et plusieurs espèces ont une répartition mondiale. Certaines espèces sont responsables de la formation de blooms importants qui peuvent occasionner des problèmes sérieux pour les activités de pêche, notamment par la présence de mucilage, susceptible de colmater les branchies des poissons, ou de leur toxicité directe (comme dans le cas de *Chrysochromulina polylepis*). Ce groupe est également important dans la production du sulfure de diméthyle (DMS) qui est à l'origine de la formation de gaz sulfurés à effet de serre (**Bernard Quéguiner, 2013**).



A : Prémnisiophyceae groupe de coccolithophoridés. B : Prémnisiophyceae : *Prymnesium* sp.

Figure 8 : quelques genres représentatifs des prémnisiophyceae (**Bernard Quéguiner, 2013**).

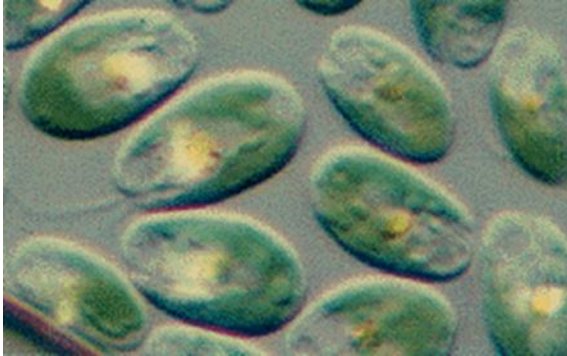
2.5. Les silicoflagellés

Les silicoflagellés constituent la classe des Dictyophyceae et forment un groupe assez mal connu car il est difficile à étudier en raison de leur petite taille (2 à 20 μm). Ces microorganismes produisent de la silice biogénique sous forme d'un endosquelette en forme de cadre ou de cage, ou pour certaines espèces sous forme d'écailles. Ce dernier type est principalement rencontré en eau douce. Les silicoflagellés possèdent deux flagelles de tailles très inégales, le plus petit étant très difficilement observable. Ce sont des micro-organismes communément rencontrés dans le phytoplancton, et capables, à l'occasion, de produire des blooms de grande ampleur sous forme d'eaux colorées. Ces blooms sont fréquemment observés dans des conditions de milieux enrichis en matière organique, ce qui suggère que ces organismes sont aussi capables de mixotrophie (**Bernard Quéguiner, 2013**).

- **Le groupe des "Nanoflagellés"**

Les petits flagellés du nanoplancton sont fréquemment regroupés sous le terme de nanoflagellés. Ce groupe est certainement le plus hétérogène puisqu'on va y rencontrer des organismes autotrophes et des organismes hétérotrophes appartenant à plusieurs classes algales différentes. Les classes les plus représentées sont celles des Cryptophycées, des Chrysophycées, et des Prasinophycées. A ces classes il faut ajouter les petites haptophycées unicellulaires (hormis les coccolithophoridés) et les dinoflagellés de petite taille. La majorité des espèces de nanoflagellés est représentée par de petites

cellules sphériques ou en forme de goutte pratiquement impossibles à identifier dans le comptage de routine (identification possible généralement seulement en microscopie électronique) (**Bernard Quéguiner, 2013**).



A: *Cryptomonas*



B: *Chroomonas*

Figure 9 : (A et B) : illustrations de la morphologie cellulaire des cryptophycées (**Bernard Quéguiner, 2013**).

2.6. Les chlorophycées

Forment un groupe extrêmement vaste et morphologiquement très diversifié. Elles sont réparties en 4 classes : les Euchlorophycées, les Ulothricophycées, les Zygothricophycées et les Charophycées. Celles-ci comportent environ 500 genres, représentant plus de 15000 espèces (**John, 1994**).

2.7. Les chrysophycées

Sont des algues unicellulaires ou coloniales (rarement filamenteuses), dont certaines vivent dans une enveloppe protectrice appelée lorique (**Wetzel et al., 2001**).

2.8. Les xanthophycées

La classe des xanthophycées confondue auparavant avec les algues vertes ou les chlorophycées. La séparation des xanthophycées aux chlorophycées réalisée par Pacsher 1932-1938 (**Trégouboff, 1957**), se justifie par la présence des caractères distinctifs essentiels suivants :

- Leurs chloroplastes jaune-verts, dont la couleur est due à l'excès de la xanthophylle et des substances caroténoïdes ;
- Leurs métabolismes particuliers qui se manifestent par la nature de leurs matières de réserve, représenté, non par l'amidon mais par des corps gras telle que la leucosine et probablement les tannoïdes ;

- La nature de leurs membranes riches en composés pectiques, additionnés d'une petite quantité de cellulose et imprégnées plus ou moins fortement de silice (**Trégouboff, 1957**).

3. La reproduction du phytoplancton et du microphytobenthos

➤ Reproduction asexuée

Elle peut être de 3 types :

- **Fragmentation** : le thalle se sépare en deux parties qui redonneront chacune un nouveau thalle ;
- **Sporulation** : des spores peuvent être formées dans les cellules végétatives ordinaires ou dans des structures spécialisées appelées sporanges ;
- **Scission binaire** : division du noyau puis du cytoplasme (**Cavalla, 2000**).

➤ Reproduction sexuée

Dans la reproduction sexuée, il y a fusion de gamètes mâle et femelle pour produire un zygote diploïde. Des œufs se forment dans les cellules réceptrices identiques aux cellules somatiques ou dans des cellules végétatives femelles peu modifiées nommées oogones. Les spores sont produites dans des structures mâles spécialisées appelées anthéridies (**Cavalla, 2000**).

Chez les diatomées le cycle de reproduction se déroule en 4 étapes :

- 1) la division binaire végétative ;
- 2) la formation des endospores ;
- 3) la formation des auxospores par voie sexuée ou asexuée ;
- 4) la formation des microspores (**Trégouboff, 1957**).

Par contre chez le dinoflagellé le cycle de reproduction se déroule en 3 étapes qui sont :

- 1) la reproduction asexuée qui fait par mitose ou division binaire ;
- 2) la reproduction sexuée par fusion d'isogamètes ;
- 3) l'enkystement (**Bernard Quéguiner, 2013**).

Chez les *Gambierdiscus* la reproduction se fait sur le mode isogame par bipartition oblique et la fréquence de mitose varié de 2 à 5 jours selon les conditions du milieu, leur croissance et la reproduction de toxine dépend aussi de certain facteur : température 25 C°, milieu enrichie en selle nutritif, pH de 8.2 à 8.4 (**Bagnis, 1985**).

4. Ecologie du phytoplancton PP

Le phytoplancton tient la place de producteur primaire dans le réseau trophique. Il produit le carbone indispensable aux niveaux trophiques supérieurs grâce à la photosynthèse. Il évolue de façon saisonnière aussi bien en milieu lacustre (**Amblard, 1987**) qu'en milieu marin (**Margalef, 1958**). Dans les écosystèmes océaniques hauturiers, généralement oligotrophes, les efflorescences phytoplanctoniques sont observées au printemps, lorsque les conditions sont favorables. Ceci permet au phytoplancton de se maintenir dans les eaux de surface, riches en nutriments d'une part, et où la disponibilité en énergie lumineuse est importante d'autre part. La dynamique du phytoplancton est ainsi plus complexe en domaine côtier, plusieurs facteurs pouvant agir sur la croissance de sa biomasse (**Gailhard, 2003**).

En Méditerranée, la succession saisonnière phytoplanctonique s'articule en trois stades (**Margalef, 1958**) :

Stade 1 : A la fin de l'hiver, la colonne d'eau se mélange du fait du refroidissement de l'eau de surface qui devient alors plus dense que celle du fond, permettant la remise à disposition des nutriments dans la couche de surface. Un développement phytoplanctonique important a lieu, avec un pic principal de densité en février et des pics secondaires en novembre-décembre et mars-avril. Les espèces de petites tailles capables de se multiplier rapidement sont favorisées. Les Bacillariophycées prédominent ce stade. Les espèces présentes appartiennent aux genres *Chaetoceros*, *Thalassiothrix*, *Thalassionema* et *Asterionella*. La diversité est globalement faible.

Stade 2 : Il est caractérisé par la présence de Bacillariophycées de tailles plus importantes et l'apparition en proportions non négligeables de Dinophycées. Les taux de croissance ainsi que les densités de populations sont plus faibles qu'au stade 1. Dans le schéma global méditerranéen, les genres *Rhizolenia*, *Guinardia* et *Bacteriastrum* représentent la communauté de Bacillariophycées. Les Dinophycées s'illustrent à travers les genres *Prorocentrum*, *Phalacroma*, *Dinophysis*, *Peridinium* et *Ceratium*. La diversité atteint généralement son maximum à ce stade.

Stade 3 : La masse d'eau devient pauvre en nutriments. Les Dinoflagellés augmentent, favorisés par leur taux de croissance faible et leur capacité à se diriger dans la masse d'eau grâce à leurs flagelles. De plus, certaines Dinophycées sont capables d'autotrophie, ce qui leur permet de survivre lorsque les nutriments deviennent vraiment insuffisants. Ce troisième stade a notamment lieu l'été, lors de la stratification de la masse d'eau. Les genres *Ceratium*, *Peridinium*, *Dinophysis*, *Gymnodinium*, *Gonyaulax* et *Prorocentrum* sont prépondérants lors de ce troisième stade. La

diversité est inférieure à celle du stade 2 mais reste néanmoins supérieure à celle du stade 1 ; (Boudjenah, 2019).

5. Ecologie et croissance des microphytobenthos MPB

La lumière est un facteur principal qui façonne universellement la distribution et la croissance du MPB. Ainsi que, la texture et le relief de la surface des sédiments et son contenu organique déterminent également la distribution verticale des communautés de MPB.

Les variations saisonnières de la biomasse des microphytobenthos sont bien éclaircies (Sullivan & Moncreiff, 1988 ; Cahoon & Cooke, 1992). Habituellement, un seul pic survenant à la fin de l'hiver au début du printemps caractérise leur dynamique de biomasse annuelle, ce pic est déclenché par une concentration élevée de nutriments, une augmentation de la température et une augmentation de la durée du jour coïncidant avec la floraison printanière de phytoplancton dans la colonne d'eau. D'un autre côté, une diminution de la biomasse à la fin du printemps est généralement attribuée à une pression de pâturage accrue plutôt qu'à une diminution de la production. En été, la biomasse microphytobenthique non seulement diminue, mais la communauté du MPB subit également des changements de composition tels que la dominance des diatomées est érodée, et les cyanobactéries et les euglenophytes coexistent (Barranguet, 1997).

6. Le rôle primordial du phytoplancton

a. La photosynthèse

Si les plantes représentent le poumon droit, le phytoplancton représente le poumon gauche de la planète (Bris louvel, 2017). Le phytoplancton est constitué d'organismes photosynthétiques pourvus de chlorophylle grâce à laquelle il peut capter l'énergie solaire. La lumière du soleil, le dioxyde de carbone et les sels minéraux dissous dans l'eau (principalement l'azote et le phosphate) suffisent au phytoplancton pour se développer et produire de l'oxygène qui va se diffuser à la surface des océans dans l'atmosphère. Il est responsable de la moitié de la photosynthèse, produisant plus de la moitié de l'oxygène terrestre et consommant la moitié du dioxyde de carbone alors qu'il ne représente que 1 % de la biomasse d'organismes photosynthétiques de la planète (Bris louvel, 2017).

b. Producteur primaire

Le phytoplancton correspond essentiellement à des algues flottantes unicellulaires, donc de très petite taille. Cette microflore autotrophe transforme la matière inorganique (sels nutritifs) en matière assimilable pour les organismes hétérotrophes (tous les animaux) via la photosynthèse. Il s'agit des

producteurs primaires (Centre Saint-Laurent, 1996 ; Levasseur, 1996). Ensemble, le phytoplancton et le bactérioplancton constituent le premier maillon de la chaîne alimentaire marine (Vincent et al., 1996, Winkler et al., 2003).

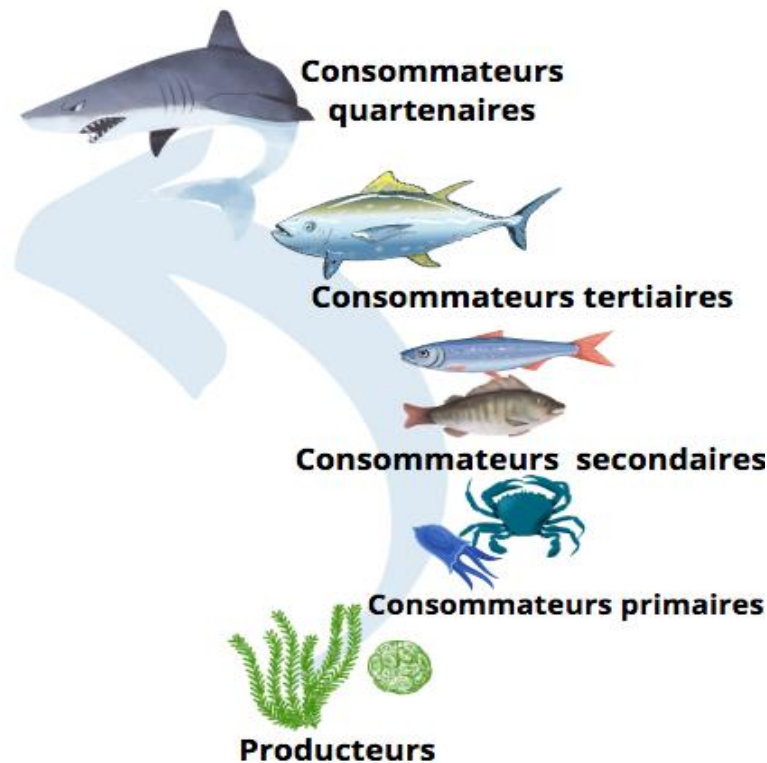


Figure 10 : la chaîne alimentaire marine.

La communauté phytoplanctonique est dominée par les diatomées et les flagellés (Centre Saint-Laurent, 1996). Les processus hydrodynamiques, comme la stratification des masses d'eau, les courants ou les mécanismes de mélanges turbulents, et l'eutrophisation des eaux, jouent un rôle majeur dans le contrôle de la production primaire en limitant la disponibilité des éléments nutritifs ou de la lumière (Centre Saint-Laurent, 1996 ; Levasseur, 1996).

c. Un bio indicateur de l'enrichissement en nutriment :

Toute modification des concentrations en sels nutritifs disponibles dans la colonne d'eau implique des changements rapides au sein de la communauté phytoplanctonique. Un apport de sels nutritifs peut affecter les taux de division des cellules phytoplanctoniques, et par conséquent modifier la biomasse, faire évoluer la composition floristique et accroître la fréquence, l'intensité et la durée des efflorescences, éventuellement nuisibles ou toxiques.

Si les conditions du milieu sont très favorables, une cellule phytoplanctonique peut se diviser 2 à 3 fois par jour, ce qui conduit rapidement à une accumulation de biomasse (bloom). Lorsque le

milieu s'épuise en sels nutritifs, les taux de division des cellules phytoplanctoniques diminuent pour atteindre une division par semaine. Quand les conditions environnementales deviennent défavorables, la plupart des espèces entrent en dormance et s'entourent d'une membrane épaisse qui leur permet de survivre et d'attendre le retour de conditions optimales pour se redévelopper (e.g. akinètes des cyanobactéries, hypnospores des diatomées, kystes des dinoflagellés) (**Goffart, 2010**).

d. Autres rôles

❖ La production d'énergie :

Les micro-algues peuvent aujourd'hui être directement impliquées dans notamment la production d'hydrocarbures et de biocombustibles comme l'hydrogène (en captant le CO₂ atmosphérique ou en reléguant d'autre gaz vers l'atmosphère comme le diméthyle sulfure par exemple) ou encore dans la production d'énergie (**Lepère *et al.*, 2011**).

❖ L'industrie pharmaceutique :

Les polysaccharides extraits de micro-algue trouvent des applications industrielles et commerciale dans le domaine médical, elles sont de véritable usines de médicaments telle que les anti-cancéreux et les anti-inflammatoire (**lepère *et al.*, 2011**).

❖ La chimie verte :

Les micro-algues apparaissent également comme de bons fertilisant des soles pauvres puisqu'elle apport notamment des éléments essentiels à la croissance végétale. Elles permettent aussi de capturer et de garder l'humidité. Enfin, elles accélèrent la pousse des cultures et les protègent et limitant la prolifération des épiphyte (**Chader, 2003 in Khrarba, 2013**).

7. Le rôle primordial des microphytobenthos

Les microalgues benthiques ont un rôle important, en tant que, source de nourriture pour les niveaux trophiques supérieurs dans les eaux peu profondes ainsi que dans les réseaux trophiques estuariens ; (**Simon *et al.*, 2009**). A l'échelle mondiale, le microphytobenthos peut contribuer à 20 % de la production océanique et, en particulier, le microphytobenthos subtidal sur les plateaux continentaux représente environ 42 % de la production primaire benthique totale (**Nelson, 1999 ; Cahoon, 1999**).). La nature cohésive des microalgues benthiques réduit la remise en suspension et l'érosion des couches de sédiments, favorisant ainsi la stabilité des habitats benthiques (**Miller *et al.*, 1996**,

Williams et al., 1985), ainsi que les diatomées benthiques modulent les flux de nutriments à travers l'interface sédiment-eau-elles fonctionnent comme un biofiltre actif et réduisent généralement le flux de nutriments inorganiques dans la zone pélagique (**Facca et al. 2002 ; Nicholson, 1999 ; Sigmon et Cahoon, 1997**), en revanche, ils fournissent également directement du carbone organique aux systèmes phytoplanctoniques (**Brandini, 2001**).

8. Toxicité et sécurité sanitaire

Certains dinoflagellés ont des effets désastreux sur l'économie halieutique, par leurs aptitudes à produire des toxines. Ces toxines peuvent provoquer des empoisonnements graves et parfois mortels chez l'homme par l'intermédiaire de la consommation de mollusque (**Bernard Quéguiner, 2013**).

Ces toxines appartiennent à quatre grands groupes :

- **CFP : Ciguatera Fish Poisoning** (*Gambierdiscus toxicus* en Polynésie et dans les Caraïbes). La ciguatera est l'intoxication d'origine marine la plus répandue touchant environ 50 000 personnes par an dans le monde. Les toxines CFP sont des neurotoxines dont les plus communes sont la ciguatoxine et la maïtotoxine (**Bernard Quéguiner, 2013**).
- **DSP : Diarrhetic Shellfish Poisoning** (exemple : *Dinophysis sp* sur la côte sud de la Bretagne ainsi qu'en baie de Seine et dans les lagunes méditerranéennes). L'acide okadaïque est une des toxines communes de type DSP. C'est un composé lipophile dont l'action diarrhéique provient de la stimulation de la phosphorylation contrôlant la sécrétion du sodium par les cellules intestinales ; son action est similaire à celle du vibron cholérique. L'acide okadaïque provoque également l'apparition de tumeurs. Les dinophysiotoxines, pectonotoxines et yessotoxines font également partie du groupe des toxines DSP (**Bernard Quéguiner, 2013**).
- **PSP : Paralytic Shellfish Poisoning** (exemple : *Alexandrium minutum* sur la côte nord de la Bretagne depuis 1988). La saxitoxine est la plus commune des toxines de type PSP. C'est une neurotoxine thermiquement stable entraînant la mort chez l'homme au seuil d'ingestion de 1 à 4 mg selon l'âge et les conditions physiologiques du patient. Cette toxine est très rapidement absorbée au niveau du tractus intestinal. La saxitoxine inhibe la perméabilité temporaire aux ions Na⁺. La saxitoxine inhibe ainsi la transmission de l'influx nerveux et agit également en bloquant le potentiel d'action des muscles en inhibant la dépolarisation cellulaire (**Bernard Quéguiner, 2013**).

- **Ichtyotoxines** : destructions de populations de poissons, anomalies de croissance des mollusques (exemple : *Gyrodinium mikimotoi* en baie de Douarnenez, rade de Brest et en de nombreux endroits du littoral britannique) (**Bernard Quéguiner, 2013**).
- **Asp** : ou intoxications amnésiantes par les fruits de mer (IAFM), les toxines amnésiantes ont été d'identifiées en 1987, suite à une intoxication alimentaire massive (145 intoxications recensées, dont quatre mortelles) liée à la consommation de moule (Canada) (**Bates et al, 1989**). Les premiers symptômes sont de type gastro-intestinal (vomissements, diarrhées, nausées) après 2 à 24h mais également des symptômes neurologiques après 24h à 48h, ces toxines pouvant, dans les cas les plus graves, entraîner la mort, Par la production d'acide domoïque (AD), par un genre de diatomée pennée, *Pseudo nitzschia* (**Patrick Lassus et al., 2001**).

Partie 2 : La zone d'étude

1. Situation géographique de Tamentfoust

La zone est-algéroise et plus précisément la Pérouse (Tamentfoust) qui se trouve à 29 kilomètres à l'est du centre-ville d'Alger. La plage est de type sableuse (sable fin) et s'étale sur une longueur de 238 mètres et sur une largeur de 20 mètres. De côté ouest, la plage est de type sableuse (gros sable) et s'étale sur une longueur de 104 mètres et sur une largeur de 20 mètres. Les coordonnées géographiques sont : 36° 48' 21" nord, 3° 13' 48" est.



Figure 11 : carte montrant la situation géographique de la zone d'étude Tamentfoust

➤ *Caractéristique du site*

- Hydrodynamisme :

La région Est de la baie d'Alger, entre l'embouchure de l'oued El Hamiz et le Cap Matifou, reçoit les eaux du Hamiz lors des crues et les effluents domestiques provenant de la région d'Alger plage, Bordj El Bahri, Tamentfoust, qui subit depuis quelques années une forte pression urbaine et démographique. La dynamique marine en baie d'Alger est caractérisée par l'absence des courants de marée, des houles de faible amplitude et une circulation générale anticyclonique. Toutefois, des houles de fortes amplitudes peuvent agir dans le domaine littoral et infralittoral.

Le banc de Matifou (Tamentfoust) du fait de sa position, est fortement soumis à l'attaque des houles d'hiver. Par contre à l'intérieure de la baie ; le secteur de Tamentfoust et Bordj El Kifan, se place à l'abri du cap, et se trouve donc peu affecté par ces houles (**Maouche, 1987**).

- La température :

La région algéroise est classée parmi l'étage bioclimatique subhumide à hiver doux et relativement pluvieux (**Thibault, 2006**) et été chaud et humide. Les données recueillis, lors d'une étude sur la pollution du littoral algérois et du lac de Réghaia, menée par l'Institut Supérieur des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral - Agence urbaine chargée de la Protection et de la Promotion du Littoral algérois (ISMAL-APPL) en 2005, révèlent des températures froides observées en zone profonde et chaudes en surface, influencées par la température de l'air. Toutefois, il n'est pas rare que l'inverse se produise en relation avec la circulation générale, l'influence des apports continentaux et les conditions météorologiques.

- La salinité :

La salinité mesure la concentration d'une eau en sels dissous. Elle varie selon les précipitations et le pourcentage d'évaporation. La salinité de la région Est d'Alger varie de 36.406 psu en février 2004 à 36.386 psu en juillet 2004 (ISMAL-APPL). Ceci indique une différence entre deux principales périodes, estivale et hivernale (**Rouibah, 2005**).

- Oxygène dessous :

D'une manière générale, et sauf situation particulière en juin et septembre, Tamentfoust est moins oxygéné elle est aussi souvent sous-saturée en oxygène. Tamentfoust est sujette à de légères dessalures et à un certain déficit en oxygène sont liées à sa situation particulière dans une zone abritée (**Samson kechacha, 1981**).

CHAPITRE II : Matériels et méthodes

Ce chapitre a comme but de citer les différents processus de prélèvements sur terrain, ainsi que d'expliquer les nombreuses étapes de traitements des données récoltées afin d'aboutir à des résultats qui peuvent nous aider à mieux comprendre la composition et la diversité du peuplement phytoplanctonique et des microphytobenthos, dans la zone est Algéroise, et plus précisément « Tamentfoust ».

Partie I : Prélèvements et échantillonnage

Afin de mener une étude sur le phytoplancton et le microphytobenthos dans la région est Algéroise, nous avons eu l'opportunité de collaborer avec l'association RECIFS (est d'Alger), qui est basée au port de Tamentfoust, où elle a établi son centre de plongée. (RECIFS est l'acronyme de Recherches – Informations – Formations – Subaquatiques)

Trois sorties en mer, ont été effectuées dans le cadre du présent travail, et durant lesquelles nous avons adopté une stratégie d'échantillonnage adaptée à la matrice micro-algale.

Elles se sont déroulées durant la période printanière, allant de 22 Mai au 04 Juin 2021, au long de la partie Est de la Baie d'Alger, en allant du port de Tamentfoust vers la plage Sidi el Hadj, et ce, à l'aide du bateau scientifique « *Recif III* » de l'association.

Trois (03) radiales ont été choisies pour les prélèvements, en raison de deux stations par radiale et, soit un total d'environ 42 échantillons (collectés sur plusieurs substrat).

1. Localisation des stations de prélèvements

Le choix des stations, a été fait de façon à assurer une couverture spatiale homogène dans le site d'étude, tout en traçant trois radiales (R1, R2 et R3), et à chaque radiale deux niveaux (pélagique : R1N1, R1N2 ; R2N1, R2N2 ; et benthique : R3N1, R3N2). En plus de ces stations, deux autres ont été rajoutées, dans un site considéré intertidales (infralittorale), pour comparer les caractéristiques liées au gradient large-côte.

Les deux radiales R1 et R2 sont proches du port de Tamentfoust, qui est une zone à vocation pêche et activités halieutiques, R1 est situé en face d'une plage rocheuse alors que R2 trace la partie marine adjacente d'une plage sableuse fermée. Tandis que, R3 se trouve en face d'une plage sableuse publique, et près de l'embouchure de Oued d'el Hamiz, Sidi l'Hadj.

Tenant en compte de certains critères, les points de prélèvements sont faits selon la stratégie suivante

- Pour les deux stations de chaque radiale : deux prélèvements à différents niveaux sont réalisés : un en surface, et le deuxième à 10 m de profondeur. (Effectuées par des plongeurs professionnels de l'association RECIFS) ;

- La distance entre deux radions est d'environ 100m au minimum, et 50 mètres entre une station et une autre de la même radiale ;
- Les stations choisies présentent des fonds avec une nature de substrat différente (végétation, roche, sable) ;
- Les échantillons du microphytobenthos ont été récoltés sur plusieurs substrats naturels et artificiels : sable, végétation, roches et déchets artificiels.

Dans le cadre de ce travail, 29 prélèvements (plusieurs habitats) ont été choisis à être explorés et traités au niveau du laboratoire de l'ENSSMAL.

La carte ci-dessous, montre la localisation géographique des différentes stations et radiales



Figure 12 : une carte qui présente les différentes stations d'échantillonnage : plage Sidi l'Hadj-Tamentfoust, Alger. (Google Earth).

Durant les trois sorties en mer, réalisées avec l'association RECIFS, certaines informations ont été prises sur place « *In-situ* », comme les coordonnées GPS, la profondeur, l'état de la mer, et quelques paramètres du milieu.

Tableau 01 : Tableau représentant les sorties effectuées avec différentes informations :


<i>Lieux</i>	<i>Date de</i>	<i>station</i>	<i>Profondeur</i>	<i>Coordonnées géographiques</i>	
			<i>De la station</i>	<i>Latitude</i>	<i>Longitude</i>
Plage Sidi L'Hadj	22 Mai 2021	R1N1	3m	36°47'59.10"	3°14'7.32"
		R2N1	3,2m	36°47'55.50"	3°14'6.72"
		R3N1	3,5m	36°47'51.36"	3°14'5.16"
	28 Mai	R1N1	3m	36°47'59.10"	3°14'7.32"
		R1N2	4m	36°47'59.30"	3°14'4.49"
		R2N1	3,2m	36°47'55.50"	3°14'6.72"
		R2N2	4,1m	36°47'55.66"	3°14'4.07"
		R3N1	3,5m	36°47'51.36"	3°14'5.16"
		R3N2	4,5m	36°47'51.54"	3°14'2.77"
		Le port Tamentf oust	04 Juin	TC	/
P	/			36°48'19.23"	3°13'53.29"

2. Matériels utilisés :

L'échantillonnage des substrats et des prélèvements de l'eau a été fait à l'aide d'un certain nombre de matériels : des sacs et des bouteilles en plastiques ainsi que des boites en plastique ont été utilisés pour récolter les différents types de substrats (sable, roche, végétation et substrats artificiels), des brosses a dents et raclettes pour frotter la surface des substrats, et bien évidemment le Lugol.

Tableau 02 : Tableau du matériel utilisé

Matériels	Nom	Utilisation
	<p>Microscope inversé équipé d'oculaires et d'objectifs de 10, 20, 40X, et une chambre de sédimentation de 25 ml (chambre d'Utermöhl)</p>	<p>Sédimentation des sous-échantillons afin de les observer sous microscope inversé</p>
	<p>Glacière et sac isotherme ;</p>	<p>Conservation et maintien des échantillons sous basse température</p>
	<p>Multi paramètres pH mètre ; Dissolvedoxygenmeter ; conductimètre ;</p>	<p>Mesure de certains paramètres : température, pH ; conductivité ; l'oxygène dissous.</p>

	<p>Filet à plancton (maille de 50 micromètres)</p>	<p>Prélèvement des échantillons de phytoplancton destinés à l'étude qualitative</p>
	<p>Boîte en plastique de différents volumes</p>	<p>Echantillonnage et conservation du sable</p>
	<p>Plateau en plastique</p>	<p>Récupération des espèces après frottements des substrats</p>
	<p>Tamis</p>	<p>Tamisage du sable</p>
	<p>Spatule et/ou Brosse à dent</p>	<p>Frotter la surface des substrats</p>
	<p>Bouteille en plastique de 1 litre et flacons de 25ml</p>	<p>Echantillonnage et conservation des échantillons de phytoplancton et du MPB prélevés</p>
	<p>Lugol Pipettes</p>	<p>Conservation des échantillons et coloration des espèces</p>
	<p>Sac de congélation ;</p>	<p>Echantillonner et conserver de différents substrats végétal et roche.</p>
	<p>Membrane de filtration ;</p>	<p>Filterer l'eau, retenir les grosses particules</p>

3. Prélèvement et échantillonnage

Le microphytobenthos « MPB » correspond aux microorganismes photosynthétiques qui se développent sur différents supports naturels (roches, végétale...), dans le sédiment et même sur les supports artificiels, par opposition au phytoplancton qui se développe dans la colonne d'eau. C'est pour cela, la méthode de prélèvement, de récolte et de traitement des échantillons marque quelques différences entre le phytoplancton et le microphytobenthos.

L'échantillon de phytoplancton est prélevé dans la zone euphotique correspondant à la colonne d'eau comprise entre la surface de l'eau jusqu'à la profondeur d'un mètre (choix personnelle), qui se fait de deux manières :

- Prélèvement d'eau suivi d'une séparation (papier filtre), au niveau du laboratoire. Pour cela nous avons échantillonné une bouteille d'un litre, destinée à l'étude qualitative et quantitative.
- Prélèvement d'eau et la séparation *In-situ* par un filet à plancton adapté pour l'étude qualitative.

Les échantillons prélevés ont été conservés *In-situ*, par l'ajout du Lugol et qui sont mis dans un milieu répondant aux exigences de basse températures (la glacière).

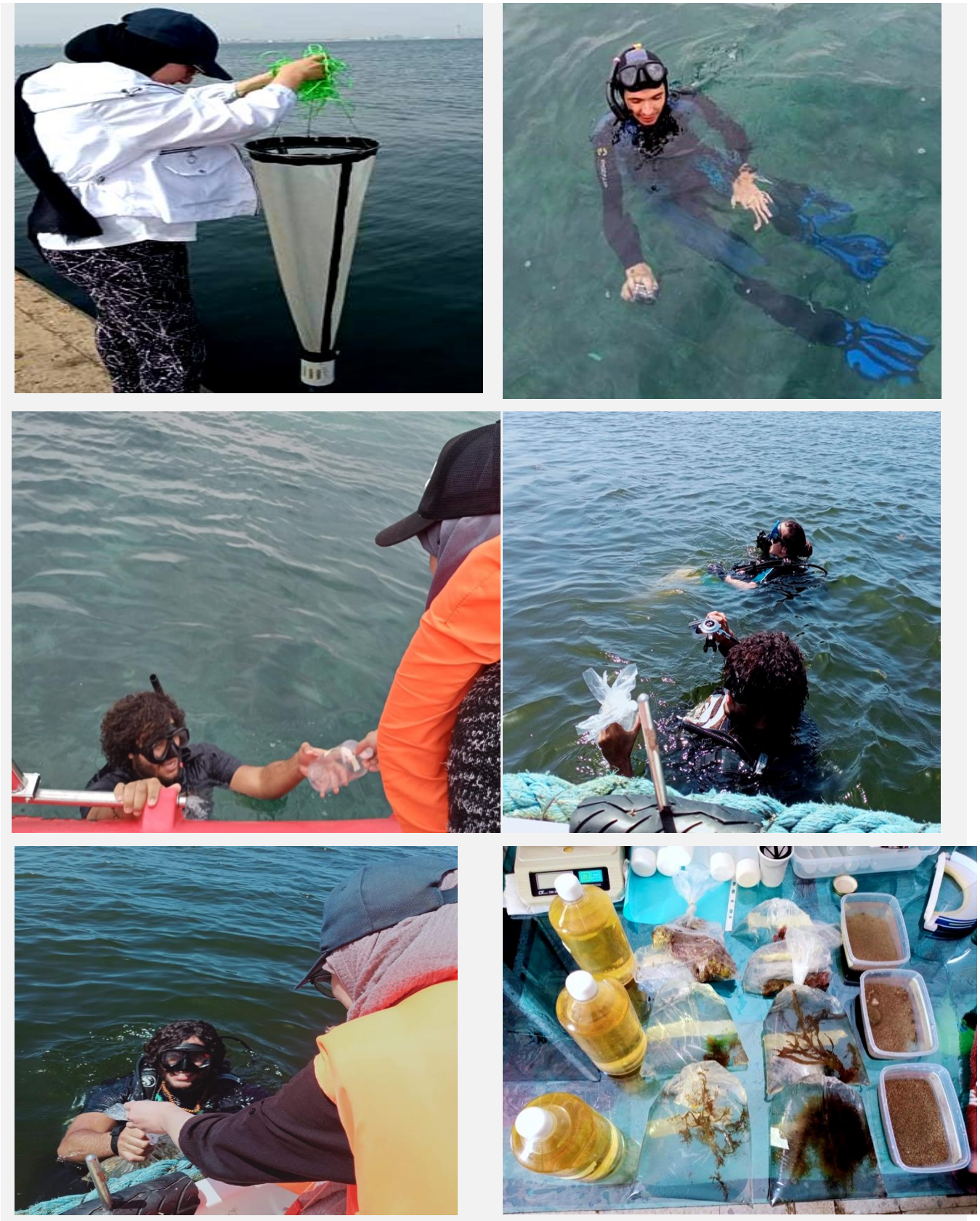


Planche 01 : Quelques photos prises lors du prélèvement des échantillons.

Selon le protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation et d'observation du phytoplancton (Cemagref, 2007), l'échantillonnage du microphytobenthos MPB, soit de préférence dans les zones intertidales, ainsi sélectionner un tronçon longitudinal, et échantillonner les secteurs d'eau vive et ensoleillés.

Par conséquent, les techniques d'échantillonnage se différencient selon chaque substrat ;

- **Le substrat dur** : Réaliser un échantillon composite par station d'échantillonnage, en choisissant au moins cinq substrats rocheux, des pierres (ou blocs < 26,5cm de diamètre) ou des galets/cailloux (10cm de diamètre et plus). En l'absence de substrat rocheux, échantillonner d'autres types de substrats durs inertes, tels que les blocs de béton. Au laboratoire, en brossant précieusement la surface de ceux-ci dans un plateau légèrement rempli de l'eau distillée, puis le verser dans des flacons. Ajouter quelques gouttes de Lugol, jusqu'à obtenir une couleur « Thé » et le garder au frais (dans une glacière, puis dans un réfrigérateur) et à l'obscurité jusqu'au moment d'observation. Cette technique est aussi fiable sur les substrats artificiels ;
- **Le biofilm du substrat meuble (sable)** : L'échantillonnage a été réalisé au moyen de seringues ou de boîtes en plastique de petit diamètre (2cm environ). Seules les premières couches de la colonne sédimentaire, dans lesquelles se développent les communautés sont prélevées et traitées avec de l'eau distillée au laboratoire, et fixer avec du Lugol, puis stocker dans le réfrigérateur ;
- **La végétation (algues et macrophytes)** : en choisissant les parties végétales (tige/ feuille) sur lesquelles le MPB va être prélevé en grattant avec délicatesse la surface ; ensuite mise en sacs de congélation puis traités au laboratoire de la même façon que les autres substrats.

Les observations générales et des informations utiles relevées sur terrain :

- La météorologie et l'état de la mer ;
- Concernant la station : les opérateurs ; date et heure ; profondeur ;
- Tous les échantillons doivent être étiquetés (date, station, nature de substrats).

Dans la mesure du possible, des paramètres physico-chimiques (la salinité, la température, le pH, l'oxygène dissous ainsi que la conductivité) ont été relevés *In-situ* pour toutes les stations, à l'aide d'un multi-paramètre professionnel HANNA.

Partie II : Etude biologique et traitement des données

1. Préparation pour analyse

Avant d'accéder à l'analyse du phytoplancton et du microphytobenthos, il faut respecter quelques notions :

- L'équilibre thermique : le matériel et l'échantillon aussi doivent être à température similaire pour une disposition aléatoire de particules phytoplanctoniques ;
- L'homogénéisation d'échantillon (30 retournements doux) du flacon.

2. Etude biologique du peuplement phytoplanctonique

a) La méthode d'UTERMÖHL

Le dénombrement des cellules micro-algales durant ce travail a été effectué sur des échantillons de 50 ml, à l'aide d'un microscope inversé (OPTIKA) conformément à la méthode d'UTERMÖHL (1958).

Cette méthode présente l'avantage d'une estimation qualitative et quantitative du phytoplancton, elle permet le dénombrement du phytoplancton, ainsi que l'observation de chaque cellule. (Dadi, 2002)

b) Chambre de sédimentation

La chambre de sédimentation dite aussi la cuve d'UTERMÖHL, utilisée pour sédimenter notre sous-échantillon ainsi le décanter pendant une période de 24h, à l'abri de la lumière et à une température ambiante, en évitant les vibrations.

c) Les étapes suivies pour la sédimentation

On a plusieurs types de chambre de sédimentation, tout dépend de la densité des cellules dans le milieu (10 ; 50 ; 100ml). Nous avons travaillé dans le cadre de cette étude avec un volume de 25 ml et nous avons mené les étapes suivantes :

- Homogénéiser le contenu du flacon par 30 retournements doux (agiter doucement pour ne pas détruire la morphologie des particules phytoplanctoniques) ;
- Remplir la cuve directement par le flacon (verser rapidement pour éviter la décantation des espèces) jusqu'à la surface de la cuve tout en évitant la formation des bulles d'air ;
- Laisser la cuve se sédimenter pendant un temps qui dépend du volume utilisé (24h pour 25ml) ;
- Placer la cuve pour observation sous microscope inversé.

d) Observation, dénombrement et identification des espèces :

L'analyse du phytoplancton dans ce cadre se fait conformément aux recommandations de la norme guide pour le dénombrement du phytoplancton par microscopie inversée - norme (NF EN 15204, 2006), de décembre 2006 - correspondant à la méthode d'Utermöhl (1958) adoptée au niveau européen. Quelques précisions sont cependant nécessaires pour homogénéiser l'acquisition des données.

L'observation des cuves de sédimentation a été réalisé avec un microscope inversé de type OPTIKA, avec un objectif X40. Le dénombrement des taxons consiste à enregistrer les espèces observées ainsi que le nombre d'apparition de cette cellule sur le champ de vision. Un balayage de la cuve entière, ou un « survol » est nécessaire avant de commencer le dénombrement, afin d'analyser la contenance de notre échantillon, et ne pas négliger les cellules rares, ainsi que d'évaluer la distribution globale des particules.

Deux méthodes de comptage ont été utilisées, le comptage de la moitié ($\frac{1}{2}$) de la chambre pour les espèces en abondance, et le comptage de la chambre entière qui est jugé obligatoire pour les taxons en faible quantité, ou pour les espèces rares, dont la distribution peut être hétérogène dans la chambre. (Masson, 2015)

Le calcul de la densité cellulaire et de la limite de détection prend en compte le volume d'échantillon sédimenté, le facteur de dilution ou de concentration, le volume total de la chambre d'Utermöhl, la fraction observée du volume total de la chambre d'Utermöhl et, au besoin, le nombre de chambres observées.

Un système de prise de vue (caméra ou appareil photo) peut s'avérer très utile pour des validations d'identifications, prises de mesures, constitution d'algothèque. Ainsi, les espèces comptées ont été prises en photo, et schématisées sur une fiche du microscope (Annexe) accompagnée de quelques informations relatives à l'échantillon source (Nom de la station, date, lieu... etc.)

L'identification des espèces a été faite, à un niveau taxonomique supérieur, seulement (Famille) pour les cas difficilement identifiables, et jusqu'à un niveau inférieur (genre et espèce) pour les cas les plus claires ; il vaut mieux une bonne détermination à un niveau taxinomique moindre qu'une mauvaise à un niveau supérieur. Nous avons consulté plusieurs ouvrages sur la taxonomie des microalgues, nous citons :

Phytoplankton Identification Catalogue (2001); Guide pratique à l'usage des analystes du phytoplancton (Ifremer-1969); Catalogue illustré des images ZooPhytoImage utilisé dans le cadre du REPHY 2015 (Ifremer); Atlas des diatomophycées des côtes françaises et des aires océaniques adjacentes (Ifremer); Catalogue illustré des images « phytoplankton identification », et le manuel de planctonologie méditerranéenne (**Tégouboff, 1957**).

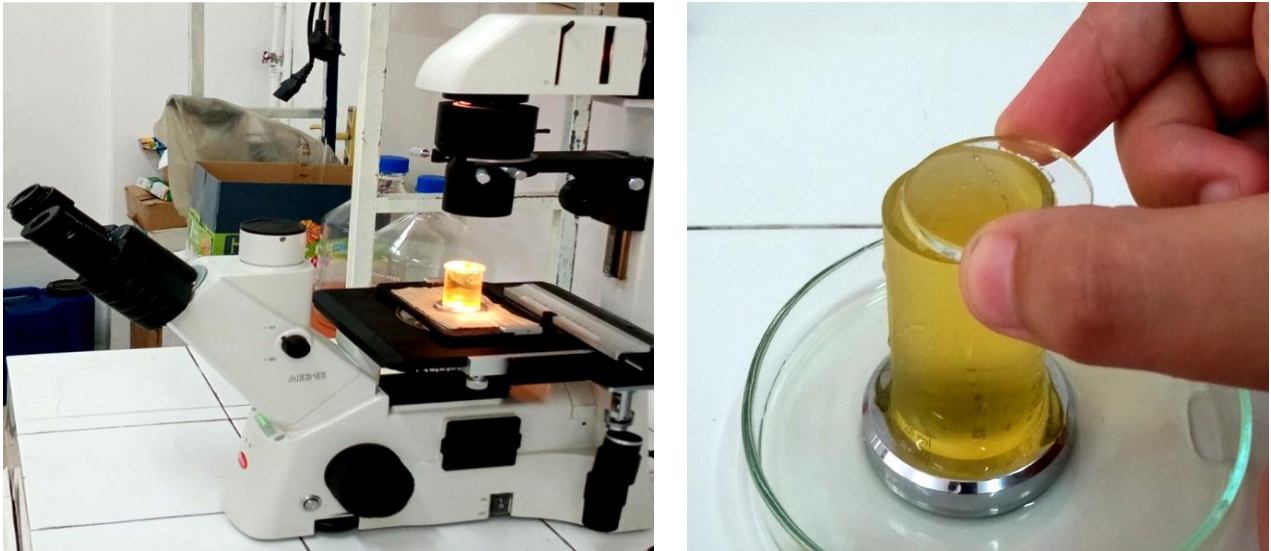


Figure 13 : le microscope inversé avec la chambre de sédimentation.

- **L'observation des échantillons prélevé par le filet à plancton sous microscope photonique pour l'étude qualitative**

L'échantillon par le filet à plancton, permet une analyse qualitative complémentaire, basée sur la confirmation taxonomique, de quelques identifications faites par le microscope inversé. Il s'agit, simplement de repérer de nouvelles espèces phytoplanctoniques dans une station donnée.



Figure 14 : L'observation des échantillons prélevé par le filet à plancton sous microscope photonique.

3. Traitement des données

a. Comptage des cellules phytoplanctoniques :

Le calcul des paramètres quantitatifs permet de mieux comprendre la structure et l'état du peuplement phytoplanctonique et microphytobenthique, dans les zones, où les échantillons sont effectués.

➤ La Densité cellulaire :

Elle est calculée selon la méthode de comptage d'UTERMÖHL avec la formule suivante :

$$D = \frac{n}{V}$$

- Le résultat est exprimé en (Cellule/L) ;
- D : Densité ;
- n : nombre de cellules comptées de l'espèce x ;
- V : volume de l'échantillon (litre).

➤ L'abondance relative :

Ce paramètre permet de comprendre l'importance d'une espèce dans sa communauté (Hulbert, 1971), elle est calculée par la formule ci-dessous :

$$A = \frac{n}{N} * 100$$

- Le résultat est exprimé en pourcentage (%) ;
- A : Abondance relative ;
- n : nombre de cellules comptées de l'espèce x ;
- N : nombre totale de cellules (dans tous l'échantillon).

➤ La Fréquence relative :

D'après (Bellan, 1964), la fréquence relative d'une espèce est le nombre de fois dont cette dernière est présente dans les échantillons, sur le nombre total des échantillons. La formule de calcul correspondante est la suivante :

$$F = \frac{\text{Nombre d'échantillons dont l'espèce est présente}}{\text{nombre total des échantillons}} * 100$$

- Le résultat est exprimé en pourcentage (%)
- F : Fréquence relative (%)

Avec la classification suivante :

- $F < 25\%$ espèces rares ;
- $25\% < F < 50\%$ espèces communes ;
- $F > 50\%$ espèces constantes.

b. Etude de la diversité des communautés phytoplanctoniques

➤ La richesse spécifique :

Est représentée par le nombre total ou moyenne d'espèces recensées par unité de surface. Cet indice « S » peut être utilisé pour analyser la structure taxonomique de la moyenne de peuplement (ex : nombre d'espèces de phytoplancton, etc....).

Il permet également de distinguer :

- Les variations spatiales des secteurs faunistiquement riches et des secteurs plus pauvres.
- Les variations temporelles des minima et des maxima en fonction des saisons et des stations.

La valeur « S » présente cependant l'inconvénient d'être fortement dépendant de la taille des échantillons (le nombre d'espèces échantillonnées augmentent avec la surface échantillonnées) et du type d'habitat (la richesse spécifique varie en fonction du type de substrat, de la profondeur et de la salinité ...); (**Grall et Coic, 2006**).

➤ Indice de Shannon-Wiener (H') :

L'indice de Shannon et Weaver permet de caractériser la diversité d'un peuplement. Un milieu favorable à l'installation de nombreuses espèces correspond à un indice de diversité élevé. C'est l'indice de diversité le plus utilisé pour mesurer et évaluer la diversité spécifique.

Il est représenté par un nombre réel positif très souvent compris entre 0 et 5 (0 et $\log S$), mais qui n'a pas de limite maximum en théorie. (Macron *et al*, 2010)

Il permet de déterminer l'hétérogénéité de la biodiversité d'un milieu donné, et donc de suivre son évolution.

L'indice de Shannon indique que le nombre d'espèces dans une communauté est en fonction de la stabilité du milieu ; plus l'indice est grand plus le milieu serait stable et réciproquement. Il est calculé selon la formule suivante :

$$H' = -\sum P_i \ln(P_i) \text{ avec } P_i = \frac{n_i}{N}$$

- Le résultat est exprimé en bits ;
- P_i : abondance spécifique ;
- N : effectif total du peuplement phytoplanctonique considéré ;
- n_i : nombre d'individu de l'espèce i .

➤ L'indice d'équitabilité (E) :

D'après (Macron, 2016) « La régularité de la distribution des espèces (Equitabilité) est un élément important de la diversité. Une espèce représentée abondamment ou par un seul individu n'apporte pas la même contribution à l'écosystème ».

L'Equitabilité varie entre « **0** » et « **1** » :

- Elle tend vers « **0** » quand la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce ;
- Elle tend vers « **1** » lorsque toutes les espèces ont une même abondance ;
- Une Equitabilité de « **0.8** » est généralement considérée comme l'indice de peuplement équilibré. (Daget, 1976).

L'intermédiaire de l'Equitabilité est calculé par la formule suivante :

$$E = \frac{H'}{H_{max}} \text{ avec } H_{max} = \ln(S)$$

- Le résultat n'a pas d'unité ;
- S : richesse spécifique ;
- H' : l'indice de Shannon.

➤ Indice de Simpson :

Il mesure la probabilité que deux individus sélectionnés au hasard appartiennent à la même espèce, il est compris dans l'intervalle $[0; 1[$ et sa valeur diminue avec la régularité de la distribution ; lorsque la diversité est maximale, sa valeur vaut 0, lorsque la diversité est minimale la valeur tend vers 1. Il est calculé par la formule suivante :

$$L = \sum \frac{(n_i(n_i-1))}{(N(N-1))}$$

- Le résultat n'a pas d'unité ;

- N : nombre total d'individus de l'espèce i ;
- n_i : nombre d'individu.

Chapitre III : Résultats et Discussion

Partie I : Résultats

1. Etude qualitative du phytoplancton et du Microphytobenthos

Cette étape consiste à étudier l'inventaire des espèces de microalgues benthiques et pélagiques élaborées par l'analyse des échantillons en adoptant la méthode de sédimentation d'Utermöhl (1958), qui est basée sur l'identification et l'énumération directe de la flore planctonique.

Les échantillons traités dans ce travail sont prélevés entre le mois de Mai et le début Juin, donc au cours du printemps ; cette période est caractérisée par un développement maximal des peuplements phytoplanctoniques.

Les différents individus trouvés sont identifiés jusqu'au genre et jusqu'à l'espèce quand cela est possible, avec la prise en considération des différents groupes rencontrés.

➤ Composition taxonomique

L'inventaire floristique obtenu à la fin de ce travail à Tamenfoust, révèle une grande diversité, il est composé de **168 espèces**. Elles sont regroupées principalement en Dinophyceae, Bacillariophyceae, et les autres groupes moins représentés et qui sont classés comme Divers, il s'agit de : Chlorodendrophyceae, Chlorophyceae, Conjugatophyceae, Ebriophyceae, Globothalamea, Oligotrichea et Prymnesiophyceae.

Sur le plan spécifique les Bacillariophyceae occupent la première classe ou ils représentent 93 espèces, avec un pourcentage de 59.7%. Cette classe est suivie par les Dinophyceae avec un nombre d'espèces estimé de 54 et un pourcentage de 32.9%. Tandis que, les Divers représentent 7.4% de l'inventaire, c'est-à-dire 21 espèces de la liste floristique observée. (Figure 15).

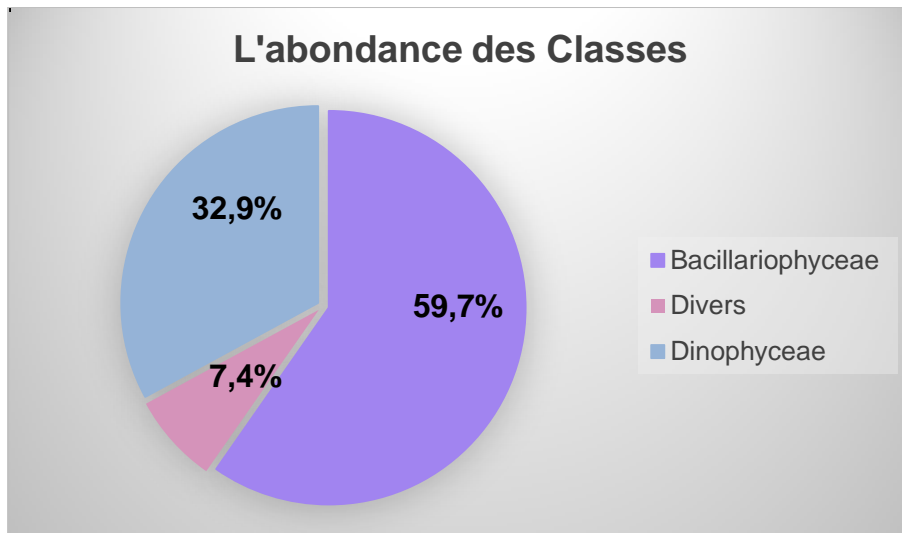


Figure 15 : un graphe représentant les pourcentages de la richesse spécifique des différentes classes phytoplanctonique à Tamenfoust.

- a. **Les Bacillariophyceae** : Représente la classe la plus diversifiée, dont 25 familles sont rencontrées, avec une liste de 93 espèces identifiée sur l'ensemble des échantillons et habitats. Les principales espèces rencontrées régulièrement dans nos échantillons sont : *Chaetoceros decipiens*, *Cylindrotheca closterium*, *Licmophora abbreviata*, *Navicula sp*, *Nitzschia panduriformis*, *Rhizosolenia delicatula*, *Thalassionema nitzschioides*, *Triceratiumsp*.
- b. **Les Dinophyceae** : Ils sont classés après les Bacillariophyceae avec un nombre total de 54 espèces, dont les plus courantes sont : *Gambierdiscus toxicus*, *Gambierdiscus sp*, *Prorocentrum lenticulatum*, *Prorocentrum lima*, *Protoperidinium depressum*, *Protoperidinium diabolium*.
- c. **Les divers** : Ce groupe est composé de Chlorodendrophyceae, Chlorophyceae, Conjugatophyceae, Ebriophyceae, Globothalamea, Oligotrichea et Prymnesiophyceae. D'un point de vue qualitatif, il est présenté essentiellement par les Oligotrichea (*Acanthostomella sp*) et les Globothalamea (*Criboelphidium sp*).

➤ **Distribution des principaux genres identifiés**

Le tableau suivant (Tableaux 01), indique la distribution des différents genres récoltés et identifiés dans toutes les stations et selon les différents substrats :

Le substrat benthique comporte tous type de sédiments trouvés (sable, roche, végétation et artificiel)

Tableau 03 : Tableau de la distribution des genres identifiés selon la station et le peuplement Planctonique (P) et Benthique (B).

Genres	Sortie 1					Sortie 2								Sortie 3				
	R1 N1	R2N1		R3N1		R1 N1	R1N2		R2N1		R2 N2	R3N1		R3N2		TC	P	
	B	P	B	B	P	B	B	P	B	P	B	B	P	B	P	B	B	P
<i>Acanthostomela</i>		+																
<i>Achnanthes</i>											+	+		+				
<i>Actinocyclus</i>	+													+				+
<i>Alexandrium</i>	+							+		+								
<i>Amphidinium</i>						+		+		+								
<i>Amphora</i>														+				
<i>Azadinium</i>								+										
<i>Blepharocysta</i>						+												
<i>Bolivina</i>													+					
<i>Cerataulina</i>								+		+								
<i>Ceratium</i>										+								
<i>Chaetoceros</i>		+		+	+			+		+				+		+	+	+
<i>Chiloguembelina</i>										+								
<i>Cibicides</i>													+					
<i>Climacosphenia</i>						+								+				+
<i>Closterium</i>										+								
<i>Cocconeis</i>															+			
<i>Coccolithus</i>		+																
<i>Coolia</i>								+		+					+			
<i>Coscinodiscus</i>													+					+
<i>Cyclotella</i>														+				
<i>Cylindrotheca</i>			+			+	+	+	+	+				+	+	+		
<i>Cymbaloporetta</i>															+			
<i>Cymbella</i>														+				
<i>Denticula</i>						+												
<i>Desmidium</i>							+											
<i>Dinophysis</i>															+			
<i>Diploneis</i>													+					
<i>Durinskia</i>								+		+								
<i>Encyonema</i>							+											
<i>Entogoniopsis</i>															+			
<i>Epilopylis</i>										+								+
<i>Eucampia</i>										+								+
<i>Fragilariopsis</i>	+					+										+		
<i>Gambierdiscus</i>	+			+		+		+	+	+				+		+	+	+
<i>Gyroidina</i>													+					
<i>Globigerina</i>								+										
<i>Globigerinoides</i>													+					

1. Fréquence relative (Fr %)

Ce paramètre permet de synthétiser la fréquence des Bacillariophyceae, des Dinophyceae, et des autres groupes taxonomiques dans la zone considérée.

Dans le cadre de ce travail, les Bacillariophyceae et les Dinophyceae sont des classes constantes (Fr=100%), en effet, elles sont présentes dans presque toutes les stations de prélèvement. Cependant, seuls les résultats d'une étude quantitative bien détaillée des différentes espèces, de ces deux classes, peuvent nous renseigner sur la nature du peuplement phytoplanctonique et microphytobenthique de chaque station et de chaque substrat.

2. Fréquence relative des Bacillariophyceae (Diatomées)

Chacune des espèces suivantes : *Chaetoceros decipiens*, *Licmophora sp*, *Rhizosolenia delicatula*, *Triceratium sp*, ont une fréquence < 25% sur l'ensemble des échantillons traité, donc ce sont des espèces rares.

Thalassionema nitzschioides et *Cylindrotheca closterium*, sont les deux espèces communes rencontrée pour ce groupe (25% < Fr < 50%).

Navicula sp est la seule espèce constante pendant toute la période d'étude, et qui représente une fréquence : Fr > 50%.

Seules les espèces avec une fréquence supérieure à 3% sont représentées sur l'histogramme ci-dessous (Figure 16).

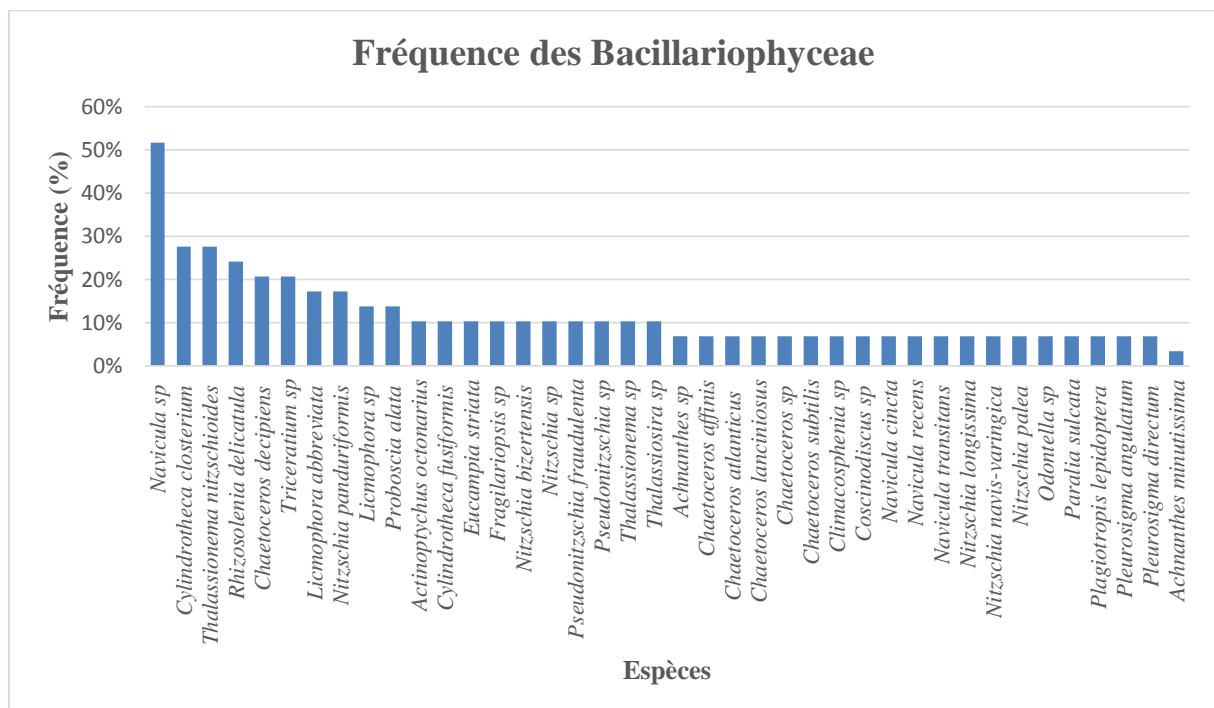


Figure 16 : Graphe représentant les fréquences relatives (%) des Bacillariophyceae dans toutes les stations du site d'étude (Tamentfoust).

3. Fréquence relative des Dinophyceae

Pour le cas des Dinophyceae observé et identifié, dans l'ensemble des échantillons, le calcul de la Fréquence relative montre que, toutes les espèces sont considérées comme espèces rares ($Fr < 25\%$) par rapport à la flore totale ; nous citons : *Gambierdiscus toxicus* ($Fr= 21\%$), *Prorocentrum lima* ($Fr= 24\%$), et *Tripos fusus* ($Fr= 10\%$). (Figure 17)

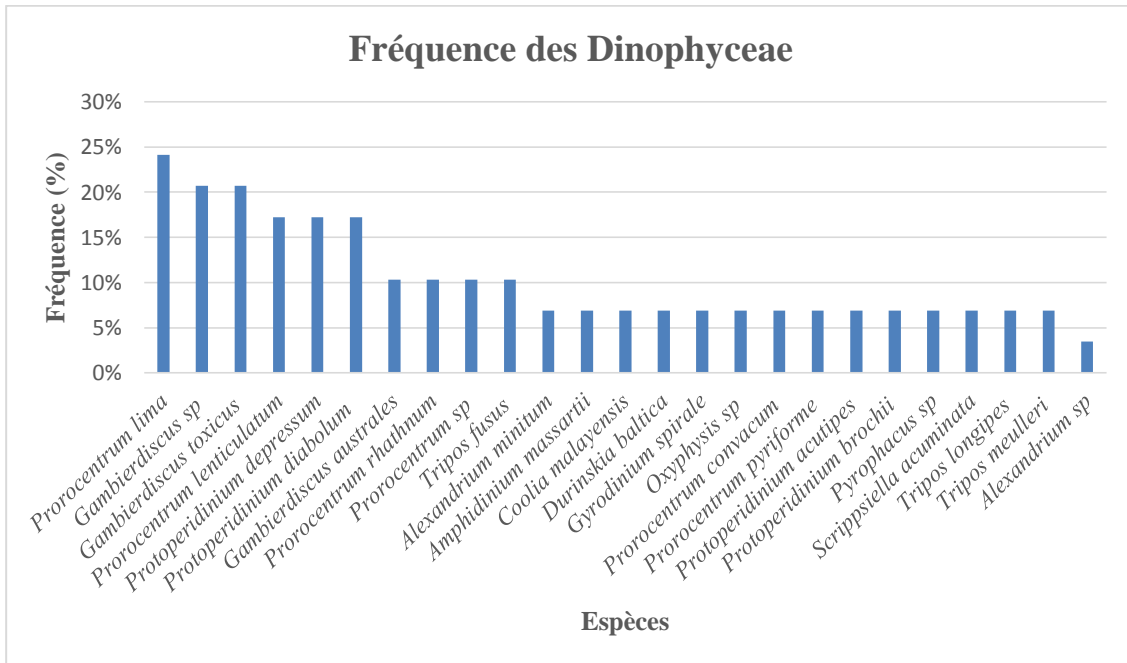


Figure 17 : Graphe représentant les fréquences relatives (%) des Dinophyceae dans toutes les stations du site d'étude (Tamentfoust).

4. Fréquence relative selon le peuplement (phytoplanctonique et microphytobenthique)

➤ Peuplement phytoplanctonique (PP)

D'après cette analyse, nous avons constaté que dans l'ensemble, les fréquences des espèces phytoplanctoniques sont relativement plus communes comparées aux espèces microphytobenthiques. (Figure 18.A)

En effet, les deux espèces de diatomées, *Rhizosolenia delicatula* (64%), *Chaetoceros decipiens* (55%), sont des espèces constantes de ce peuplement phytoplanctonique avec une $Fr > 50\%$.

En outre, *Thalassionema nitzschioides* (45%), *Protoperidinium diabolium* (36%) et *Triceratium sp* (27%) sont des espèces communes avec des valeurs qui oscillent entre $25\% < Fr < 50\%$.

Dans le groupe phytoplanctonique, les espèces dinoflagellés suivantes, *Tripos longipes* (18%), *Protoperidinium depressum* (18%) et *Tripos furca* (9%), sont des espèces considérées comme rares (Fr < 25%).

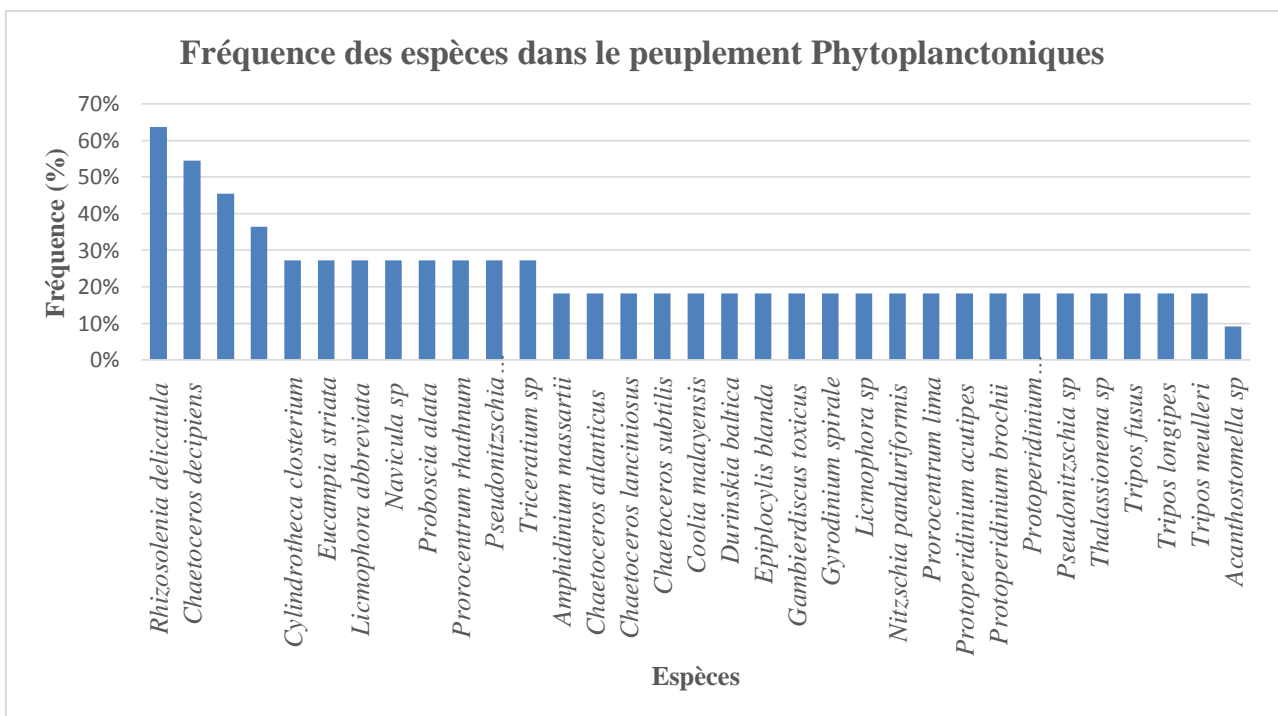
➤ Peuplement microphytobenthique (MPB) :

Les genres *Navicula* sont les plus importants du microphytobenthos. Ainsi *Navicula sp* est l'espèce constante de ce peuplement, signalée dans cette étude, avec un pourcentage de 67%.

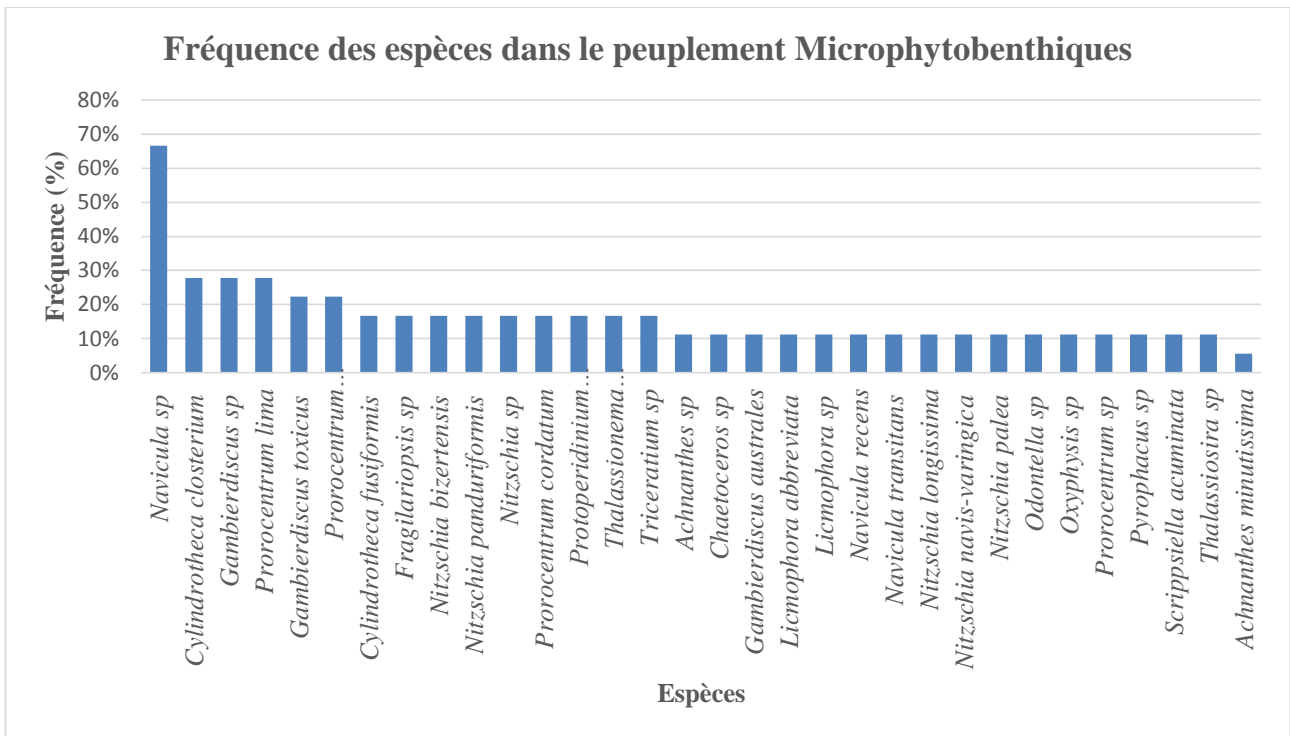
Les espèces communes (25% < Fr < 50%) sont : *Cylindrotheca closterium*, *Gambierdiscus sp* et *Prorocentrum lima* avec un pourcentage de 28%.

Les espèces rares (Fr < 25%) sont : *Tryblionella debilis* (6%) *Chaetoceros sp* (11%) et *Gambierdiscus toxicus* (22%).

(Une seule espèce est représentée dans les graphes ci-dessous, parmi ceux qui ont une fréquence ≤ 9% pour le phytoplancton et ≤ 6% pour le microphytobenthos).



-A-

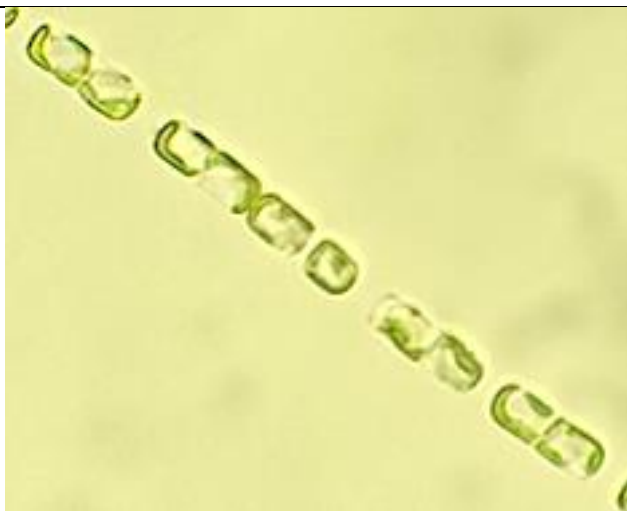


-B-

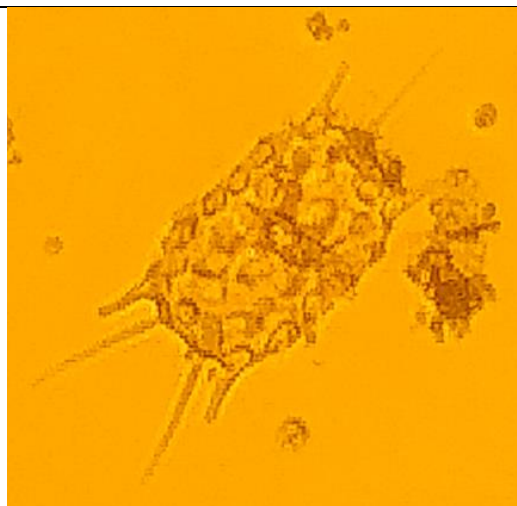
Figure 18: les fréquences des espèces dans le peuplement phytoplanctonique (A) et microphytobenthique (B).

Ci-dessous figurent des planches avec des photos de quelques espèces de Bacillariophyceae et de Dinophyceae prises durant ce travail :

Planche 02 : Espèces de Bacillariophyceae observés au microscope inversé (grossissement x40).



Rhizosolenia delicatula



Biddulphia mobiliensis



Thalassionema nitzschioides



Licmophora sp

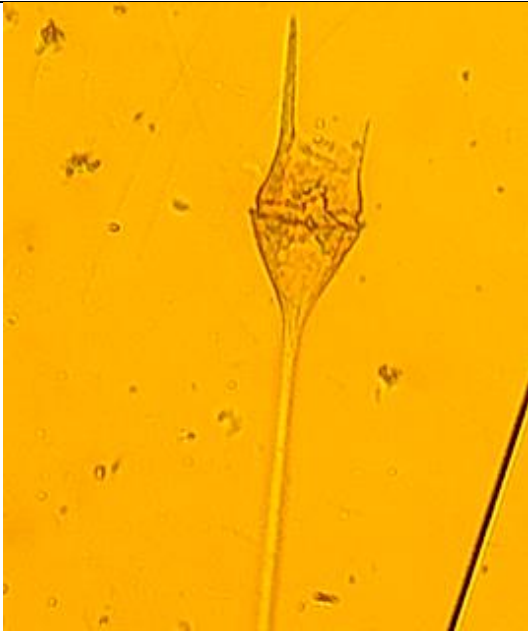


Chaetoceros decipiens

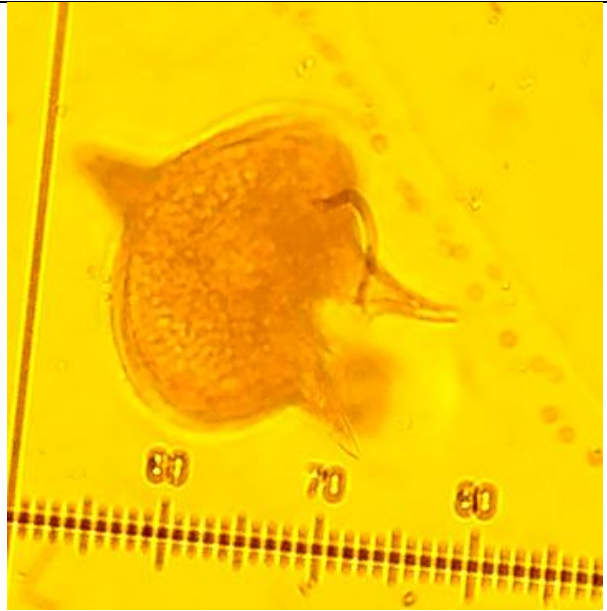


Navicula sp

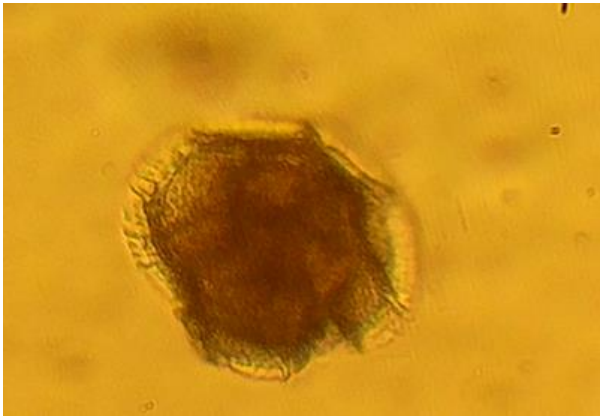
Planche 03 : Espèces de Dinophyceae observés au microscope inversé (grossissement x40).



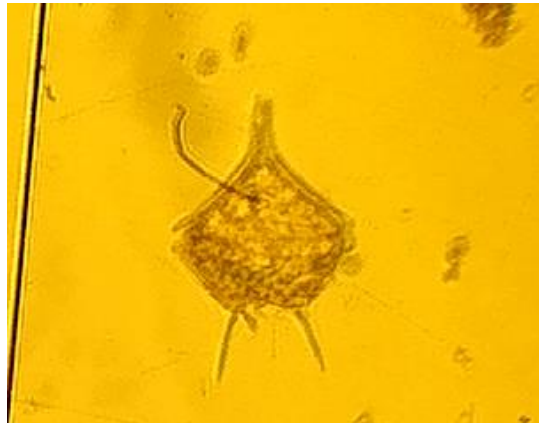
Tripos lineatum



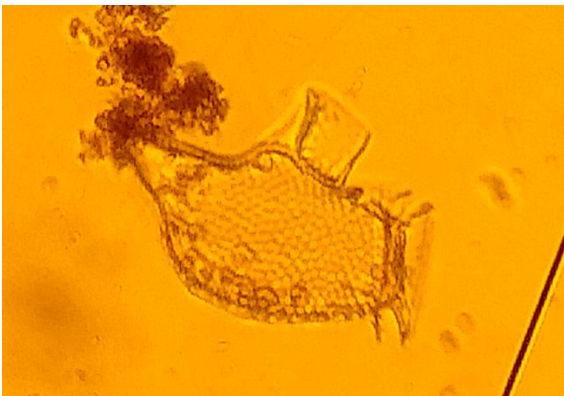
Protoperidinium depressum



Phalacroma mitra



Protoperidinium diabolum

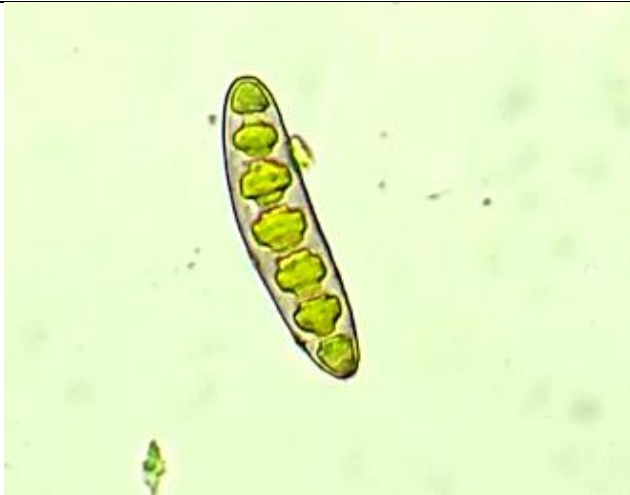


Dinophysis caudata



Gambierdiscus toxicus

Planche 04 : Espèces de Divers observés au microscope inversé (grossissement x40).



Desmidium sp



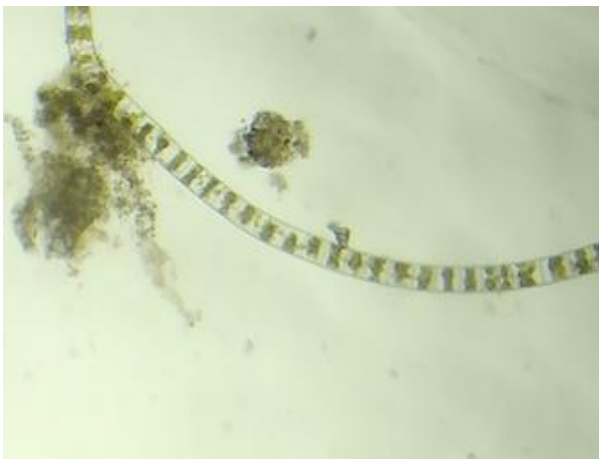
Closterium incurvum



Closterium acutum



Spirulina sp



Oscillatoria sp



Cyanophyceae sp

2. Etude quantitative du Phytoplancton et du Microphytobenthos

En analysant les résultats obtenus sur le plan quantitatif, on peut comprendre la nature du milieu marin étudié, et les différentes composantes du peuplement phytoplanctonique et microphytobenthique qui y vivent.

1. Abondance relative (A%)

Comme nous l'avons déjà cité, les Bacillariophyceae sont les plus abondants dans toutes les stations du site d'étude (Tamentfoust) avec 59,7%, suivi par les Dinophyceae estimé d'être à 32,9% ; les autres classes sont enregistrées avec seulement 7,4%.

a) Variation spatio-temporelle de l'Abondance relative :

Nous constatons que les Bacillariophyceae sont les espèces les plus abondantes pour la plupart des échantillons situés à la plage Sidi El Hadj et le Port de Tamentfoust. Le taux d'abondance le plus élevé (100%) correspond à deux échantillons prélevés de la colonne d'eau R3N1, R2N2 et à R3N2 échantillon, prélevé sur un substrat rocheux, ainsi que, le R1N1 sur un substrat végétal. Concernant le groupe des Dinophyceae, leur abondance maximale est liée à l'échantillon R3N1 récolté sur un substrat végétal lors de la 2^{ème} sortie à la plage « Sidi El Hadj » avec une proportion de 58%.

Pour les Divers, c'est la classe dans laquelle les plus faibles abondances sont notées, et ce quelque soit l'habitat et la nature du substrat. (Figure 19).

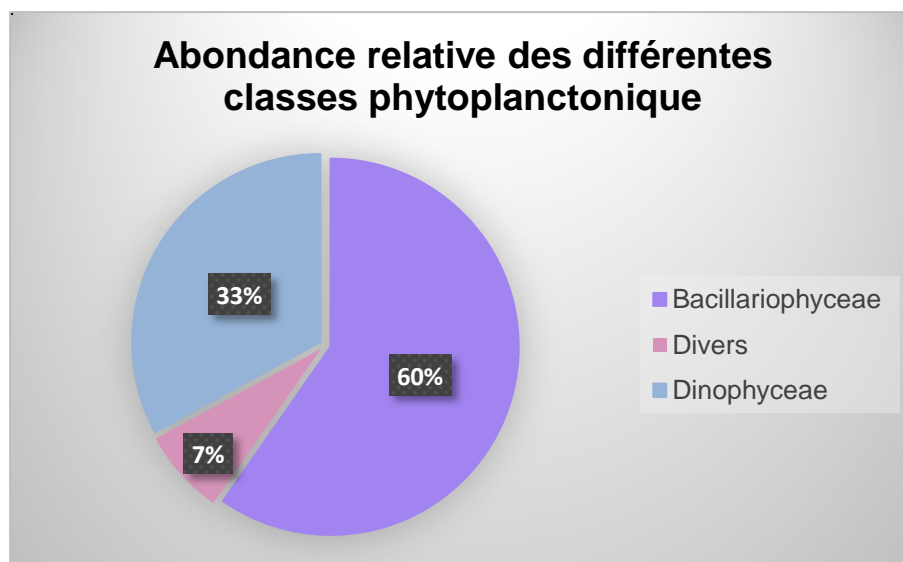


Figure 19 : un graphe représentant les pourcentages de l'abondance relative des différentes classes phytoplanctoniques dans tous les prélèvements à Tamentfoust.

b) Abondance relative en fonction du peuplement :

➤ Abondance relative des classes du peuplement Phytoplanctonique : Selon la figure 20 on observe que les Bacillariophyceae viennent en premier rang avec une dominance de 54% du

total des échantillons prélevés dans la colonne d'eau, suivi par les Dinophyceae avec 38%, et par la suite les Divers avec 8%.

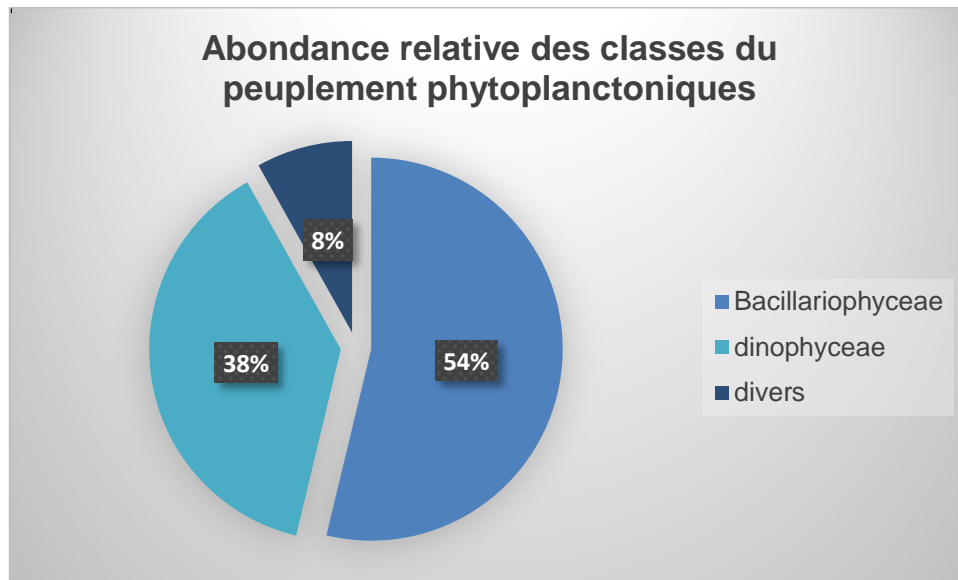


Figure 20 : Graphe représentant l'abondance relative (%) des classes du peuplement Phytoplanctonique.

Nous constatons que les 3 espèces les plus abondantes dans la colonne d'eau (peuplement du phytoplancton) sont bien : *Rhizosolenia delicatula* (22,9%), *Chaetoceros decipiens* (6,1%) et *Thalassionema nitzschioides* (5,6%).

Seules les espèces avec une abondance $\geq 1\%$ sont représentées dans le graphe ci-dessous. (Figure 21).

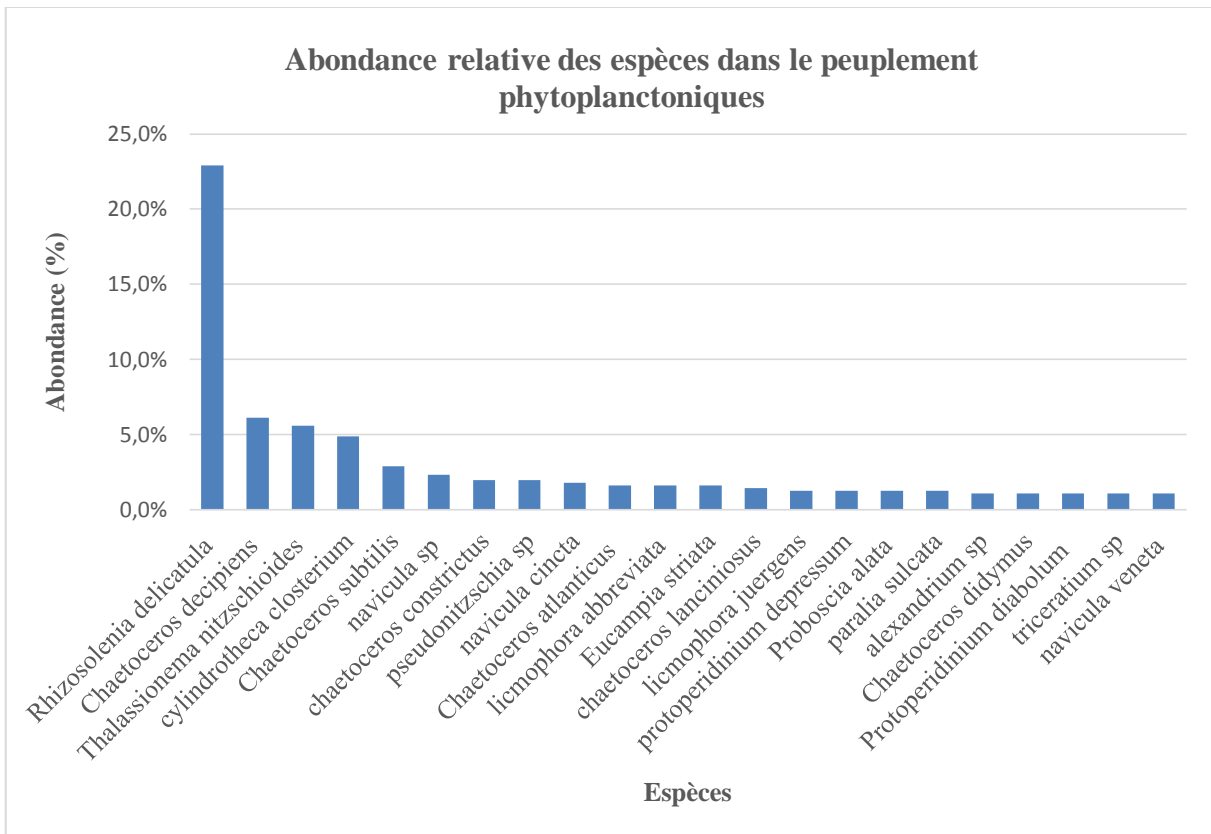


Figure 21 : Graphe représentant l'abondance relative (%) des espèces phytoplanctoniques.

➤ Abondance relative des classes du peuplement Microphytobenthique : Il résulte d'après la figure 22, que les Bacillariophyceae sont largement plus abondants que les autres classes avec 65%, en deuxième lieu on a les Dinophyceae avec un pourcentage de 28%. Les autres classes (Divers) ne représentent que 7% du microphytobenthos.

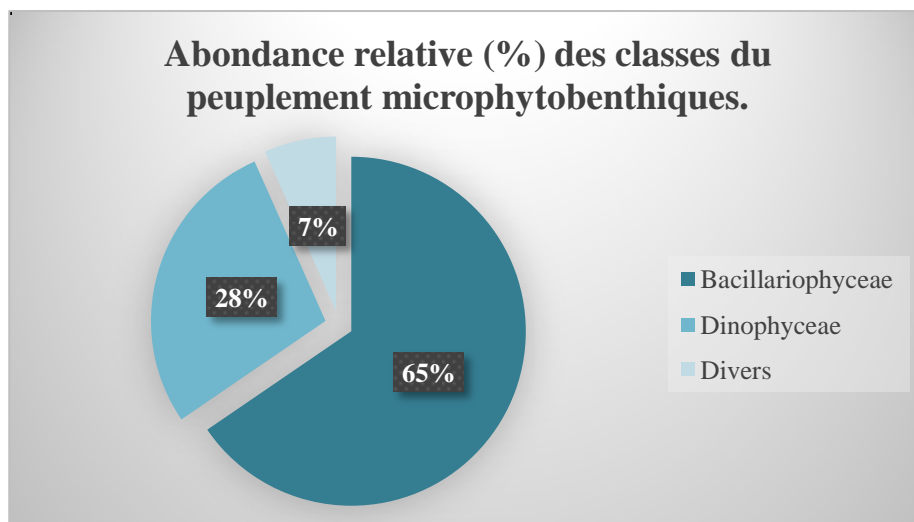


Figure 22 : Graphe représentant l'abondance relative (%) des classes du peuplement microphytobenthiques.

En abondance spécifique, nous estimons que *Navicula sp*, *Pyrophacus sp* (du groupe des Bacillariophyceae) et *Gambierdiscus toxicus* (du groupe des Dinophyceae) sont les espèces les plus abondantes dans les échantillons benthiques issues de différents substrats avec les pourcentages respectifs de 20.8 %, 4.6% et 4.4%.

Seules les espèces avec une abondance $\geq 1\%$ sont représentées sur la figure 23.

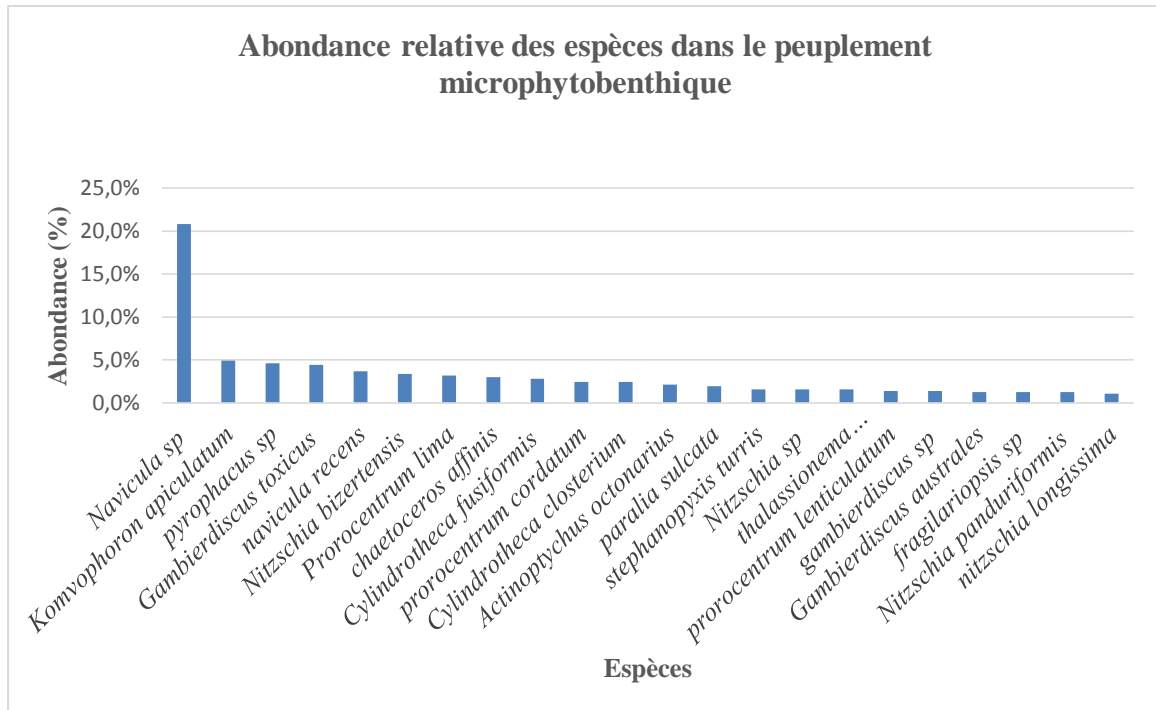


Figure 23 : Graphe représentant l'abondance spécifique relative (%) du peuplement microphytobenthiques.

2. Evolution de la Densité cellulaire (D)

a) La densité cellulaire du peuplement phytoplanctonique et microphytobenthique :

Suite aux résultats présentés sur la figure 24, nous constatons que les densités les plus élevées calculées pour tous les prélèvements (phytoplanctonique et microphytobenthique) sont aux Bacillariophyceae avec une concentration moyenne de 7760 cellules/L, suivies par les Dinophyceae estimée d'être à 4280 cellules par litre, et de 960 cellules/L pour le reste des classes.

En outre, la comparaison révèle que la densité cellulaire des Bacillariophyceae récoltés sur les sédiments benthiques (figure 25-A et B) est supérieure (4320 cellules/L) à celle de la colonne d'eau (3440 cellules/L). À l'inverse des Bacillariophyceae, les Dinophyceae sont largement plus denses dans la colonne d'eau (2440 cellules/L) que sur les substrats benthiques (1840 cellules/L). Tandis

que, la densité du groupe des Divers est de 520 cellules/L dans le peuplement phytoplanctonique et de 440 cellules/L dans le microphytobenthos.

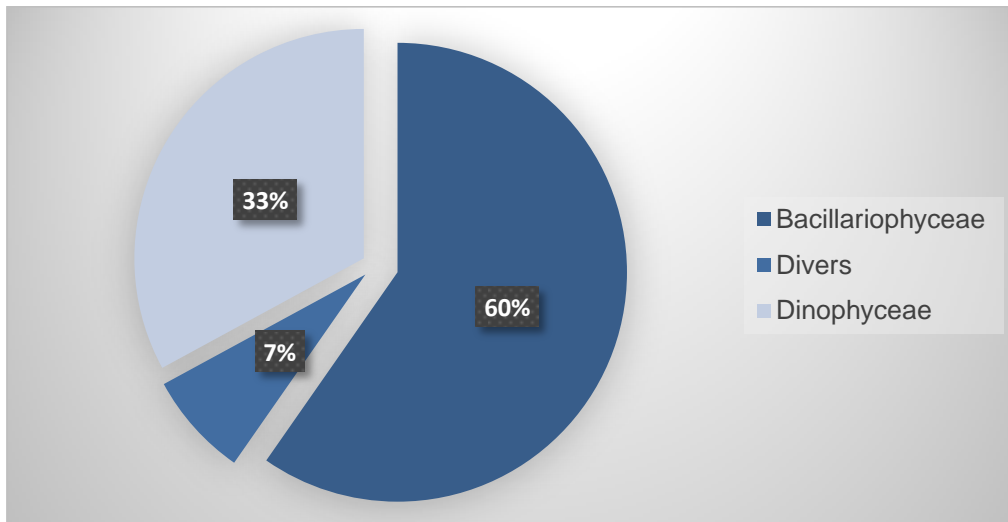


Figure 24 : Graphe représentant les densités cellulaires (cellule/L) des différentes classes phytoplanctoniques de tous les prélèvements à Tamentfoust.

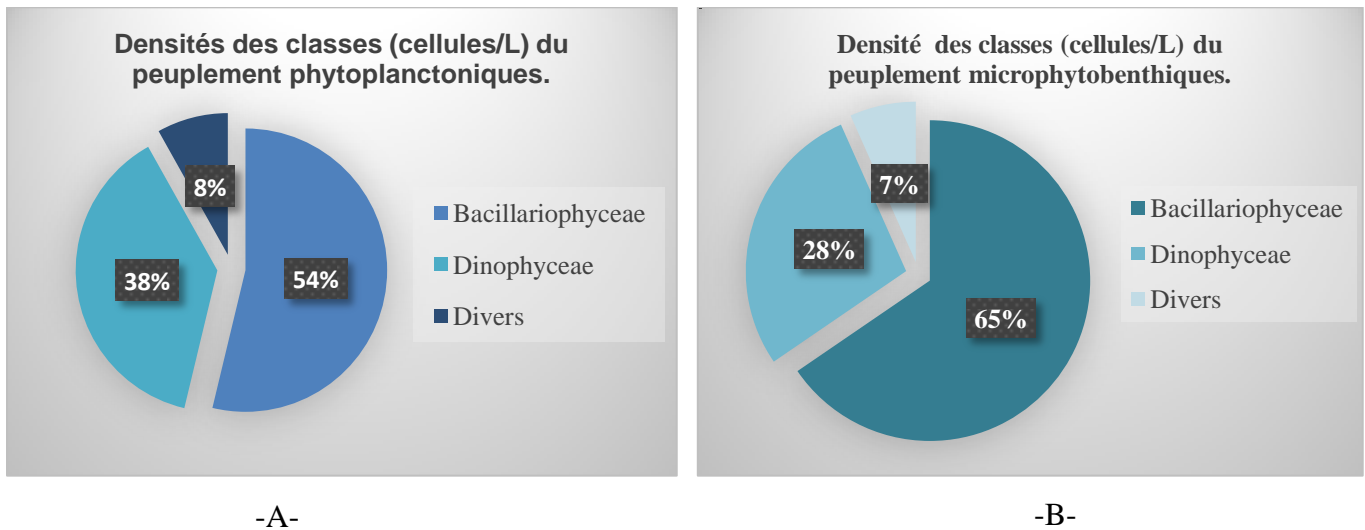


Figure 25 : Graphe représentant les densités cellulaires (cellule/L) des trois groupes principaux dans le phytoplancton (A) et le microphytobenthos (B).

b) La densité cellulaire selon les espèces

➤ **La densité cellulaire des espèces de Bacillariophyceae :**

Les *Rhizosolenia delicatula*, *Cylindrotheca closterium* et *Thalassionema nitzschioides* demeurent les espèces les plus denses pour l'ensemble des échantillons traités, dans le cadre de ce travail, et ce, avec des concentrations respectives en ordre décroissant de 10160, 9200, 3280 et 3200 cellule/L.

Les espèces représentées graphiquement sur la figure 26 présentent des densités ≥ 240 cellule/L.

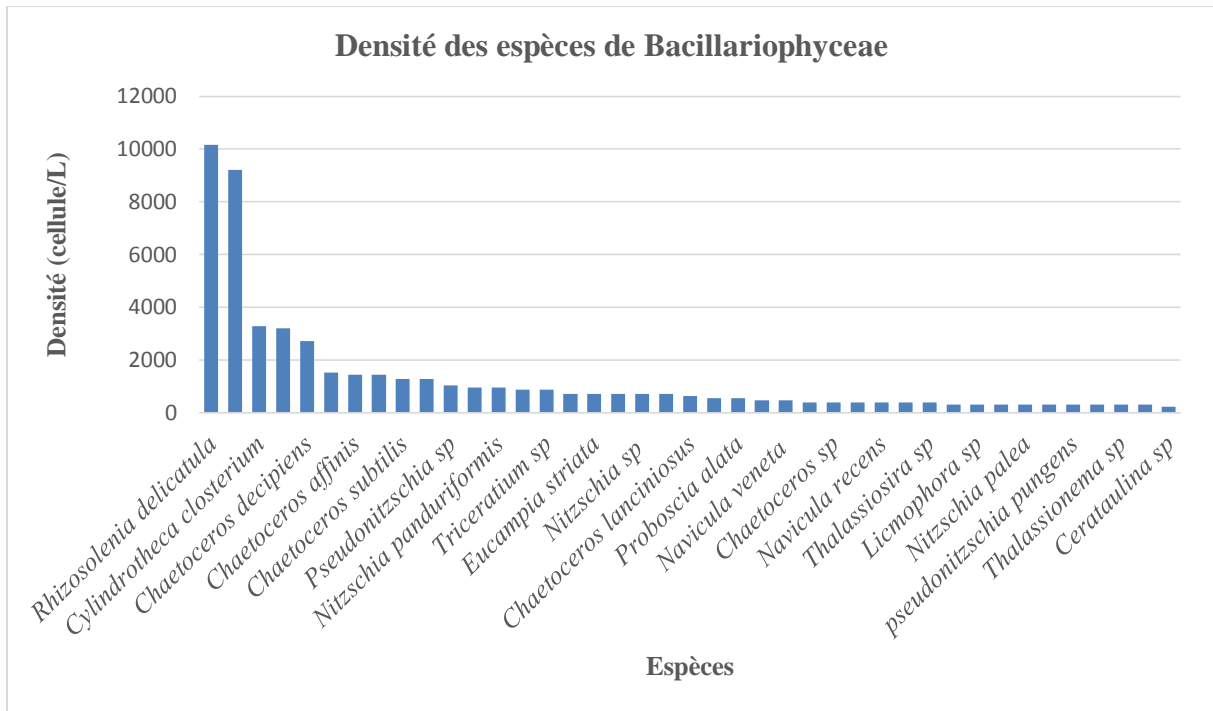


Figure 26 : Graphe représentant les densités cellulaires (Cellule/L) des espèces de Bacillariophyceae.

➤ **La densité cellulaire des espèces de Dinophyceae :**

D'après la figure 27, les espèces suivantes ont les densités cellulaires les plus élevées enregistrées dans le groupe des Dinoflagellés : *Gambierdiscus toxicus* avec 1680 Cellule/L, *Prorocentrum lenticulatum* avec 1040 Cellule/L et *Protooperidinium depressum* avec 880 Cellule/L.

Les espèces représentées graphiquement sur la figure 27 présentent des densités ≥ 240 cellule/L.

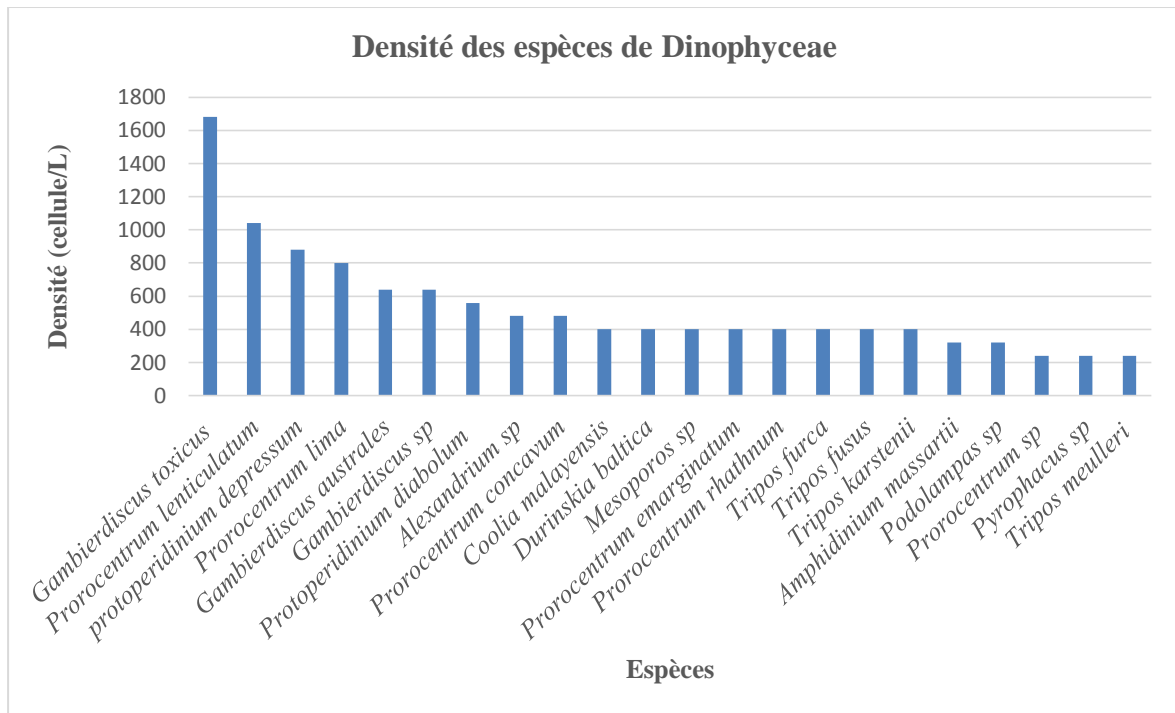


Figure 27 : Graphe représentant les densités cellulaires (Cellule/L) des espèces de Dinophyceae.

3. Indices de la diversité spécifique :

- a. Evolution de l'Indice de Shannon «H'» , Indice de Simpson « L », et Indice d'équitabilité « E » selon les échantillons :

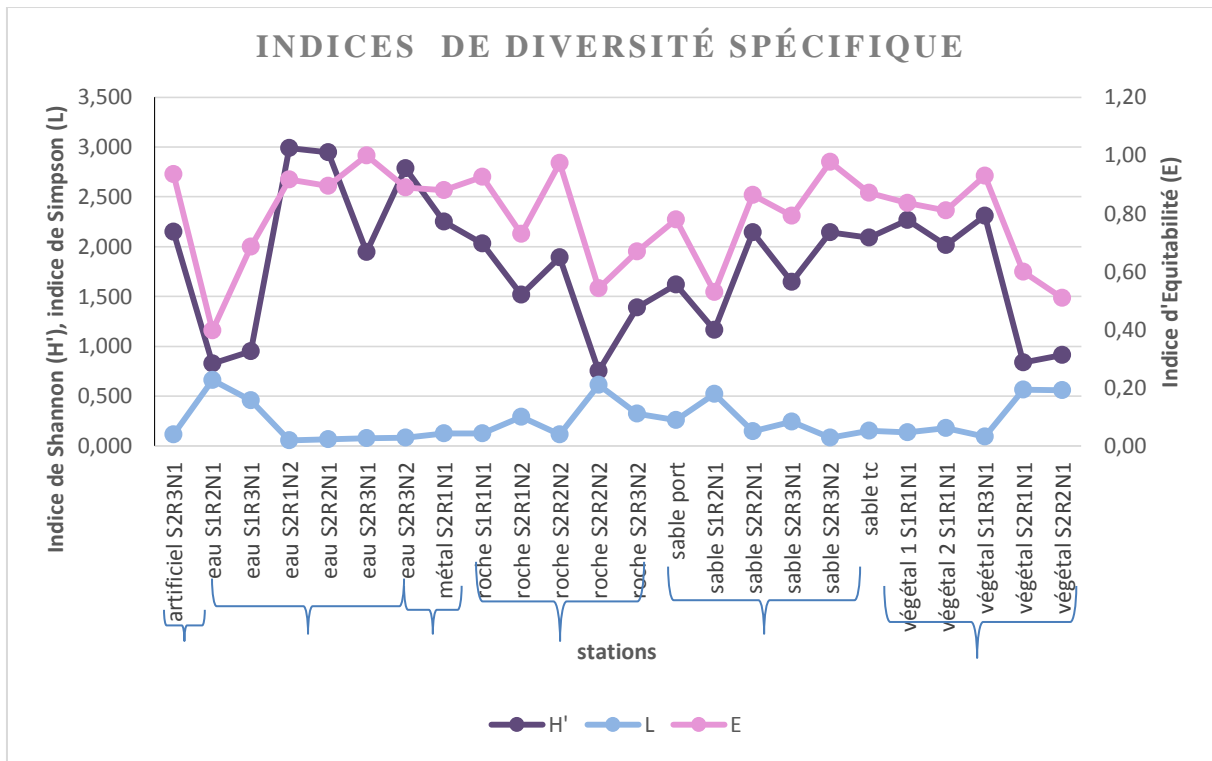


Figure 28 : Evolution de l'indice de Shannon (H'), d'Equitabilité (E) et l'indice de Simpson selon les échantillons.

Selon la figure 28 les valeurs de l'indice de Shannon calculées (H') sont comprises entre 0,751 et 2,988 bits. Ainsi, les diversités les plus élevées enregistrées correspondent aux échantillons de la 2^{ème} sortie, prélevés dans la colonne d'eau (peuplement phytoplanctonique) et qui sont : R1N2 avec 2,988 bits, R2N1 avec 2,947 bits et R3N2 avec 2,787 bits. Ces échantillons sont les plus riches en espèces phytoplanctoniques.

Concernant les échantillons R2N1 relatif au prélèvement dans la colonne d'eau (H'=0,828 bits), R1N1 récolté sur un substrat végétal (H'=0,836 bits) et R2N2 sur un substrat rocheux (H'=0,751 bits) sont des échantillons diversifiés et homogènes mais avec des valeurs de l'indice (H') relativement moins importantes.

En examinant les valeurs de l'indice d'équitabilité (E) pour chaque station de prélèvement, nous constatons qu'elles oscillent entre 0,4 et 1.

La valeur minimale 0,4 est liée à l'échantillon R2N1 de la colonne d'eau, ce qui est expliqué par une dominance spécifique d'une espèce particulière en l'occurrence *Rhizosolenia delicatula*.

Les deux échantillons relatifs au substrat végétal de la station R1N1, présentent des valeurs d'équitabilité proche de 0,8 considérée comme un indice de peuplement équilibré.

Durant cette étude, l'équitabilité qui tend le plus vers « 1 » est liée aux échantillons suivants : R3N1 de la colonne d'eau (E=1), R2N2 du substrat rocheux (E=0,98) et R3N2 du substrat sableux

($E=0,97$). Cela indique que toutes les espèces de cette flore ont une abondance égale, et donc une équi-répartition du peuplement phytoplanctonique dans ces échantillons.

Globalement, toutes les valeurs calculées de l'indice d'équitabilité sont plus au moins loin de la valeur 0, ceci reflète un peuplement équilibré et diversifié dans le site d'étude. Ce constat peut être confirmé par le calcul de l'indice de Simpson, qui montre des valeurs qui tendent vers le 0. (Figure 28).

b. Evolution des indices de diversités selon le peuplement phytoplanctonique et microphytobenthique (Différents substrat) :

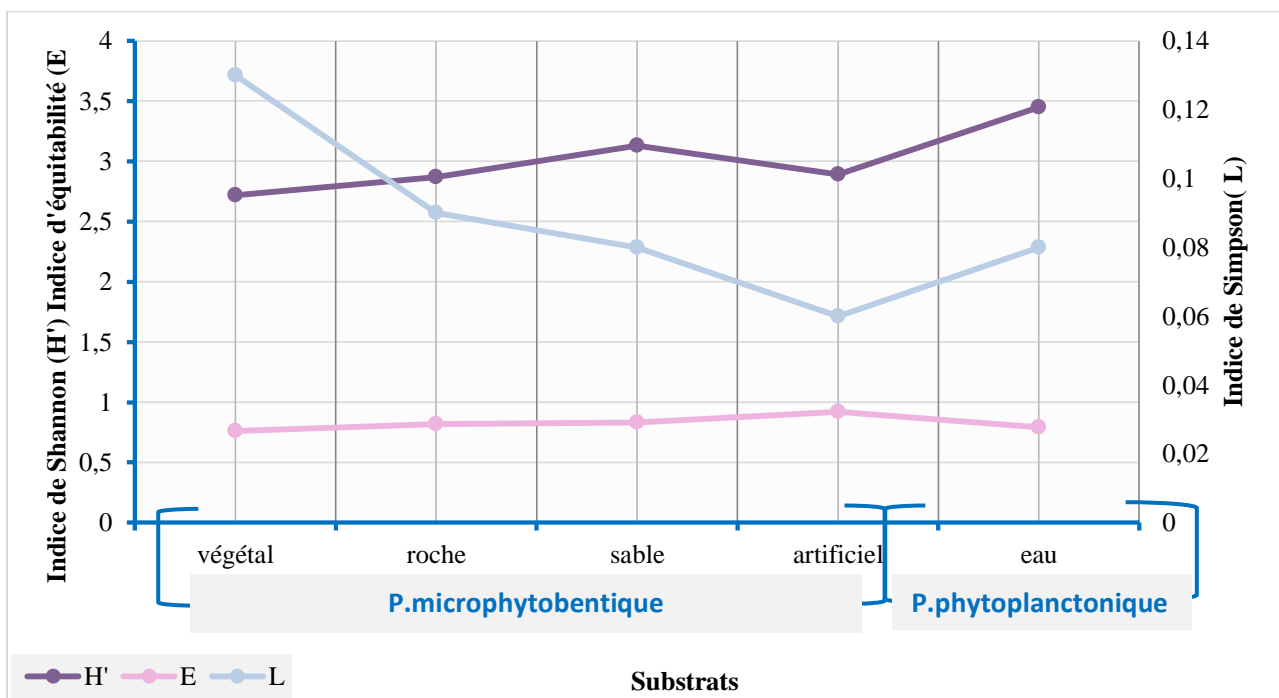


Figure 29 : Evolution de l'indice de Shannon (H') et de l'indice indice d'Equitabilité (E) et l'indice de Simpson pour le phytoplancton et le microphytobenthos.

La valeur de l'indice de Shannon (H') de la flore totale dans le peuplement phytoplanctonique est de 3,45 bits, tandis que, la valeur H' du peuplement microphytobenthique est de 3,65 bits, ce qui relève une richesse en espèces microalgales plus importante dans le peuplement benthique.

Concernant les valeurs de l'équitabilité calculées pour les deux peuplements sont proche de 0,79, ce qui indique que sont des peuplements équilibrés. Ceci est confirmé par l'indice de Simpson qui tend vers le zéro (0,07 pour MPB et 0,08 pour le phytoplancton).

Les valeurs de l'indice de Shannon calculées (H') de la flore échantillonnée selon la nature du substrat, révèlent une fluctuation comprise entre 2,72 et 3,45 bits. Ainsi la diversité la plus élevée

enregistrée correspond aux échantillons de la colonne d'eau (3,45 bits), et ceux du sable (3,13 bits), considérés les plus riches en espèces microalgales. (Figure 29)

Les valeurs d'équitabilité proche de 0,8 (considérée comme un indice de peuplement équilibré) sont liée à la majorité des substrats : végétal (0,76), roche (0,82), sable (0,83) et les échantillons de la colonne d'eau (0,79). L'équitabilité maximale enregistrée, qui tend le plus vers « 1 », est liée aux substrats artificiels (0,92), qui indiquent que les abondances des espèces sont proches, et donc une équi-répartition dans ces échantillons.

Les valeurs de l'indice de Simpson, nous ont permis de confirmer les constats précédents, ainsi dire que, les peuplements phytoplanctoniques et microphytobenthiques identifiés dans le site d'étude sont équilibrés et diversifiés.

Partie II : Discussion

L'analyse des échantillons prélevés durant ce travail, a permis de contribuer à une estimation de la composition phytoplanctonique et microphytobenthique de la zone Est-Algéroise, Tamenfoust, plus exactement, durant la période printanière. (Mai – Juin 2021). Ce travail a été effectué sur une totalité de 29 échantillons.

Les résultats obtenus révèlent une richesse spécifique de 168 espèces, dont 93 espèces sont des Bacillariophyceae, et 54 espèces des Dinophyceae. Tandis que, 21 espèces de l'inventaire appartiennent aux différentes autres classes : Chlorodendrophyceae, Chlorophyceae, Conjugatophyceae, Ebriophyceae, Globothalamea, Oligotrichea, Prymnesiophyceae, et qui sont classées comme Divers.

Quantitativement, les Bacillariophyceae sont dominantes sur la totalité des échantillons analysés, avec une proportion de 59.7%, suivi par les Dinophyceae avec 32.9%, et en fin les Divers avec seulement 7.4%.

Les espèces les plus présentes des Bacillariophyceae observées dans cette étude sont : *Navicula sp*, *Cylindrotheca closterium* et *Thalassionema nitzschioides* ; en ce qui concerne les Dinophyceae, on trouve : *Prorocentrum lima*, *Gambierdiscussp*, *Gambierdiscus toxicus*. Certains auteurs, comme **Samson-Kechacha et al, (1992)** trouvent des quantités de cellules importantes de diatomées au niveau des zones fortement influencées par des enrichissements continus tels que les ports et les zones estuariennes.

En fonction du peuplement, notre inventaire indique la présence des espèces spécifiquement benthiques, d'autres planctoniques et un cortège d'espèces communes.

En effet, sur les 102 espèces identifiées et qui sont issues des substrats benthiques nous avons :

- **Sur un substrat sableux** : 21 genres avec 43 espèces (Ex : *Komvophoron*, *Navicula*, *Paralia*) dont les Bacillariophyceae sont les plus abondants (65%), suivie par les Dinophyceae (28%) et les Divers (7%).

Sur cette nature de substrat sableux et vaseux, c'est généralement le groupe de diatomées qui est le plus abondant (**Admiraal et al., 1984 ; Agatz et al., 1999**)

La texture et le relief de la surface des sédiments et son contenu organique déterminent également la distribution verticale des communautés de MPB car la forte biomasse des MPB se trouvent sur le sédiment sableux (D50). (**GuoYing Du et al ; 2017**).

- **Sur un substrat végétal** : 24 genres avec 35 espèces (Ex : Actinoptychus, Navicula, Pyrophacus). Les Bacillariophyceae viennent en premier avec une abondance de 51%, suivie par les Dinophyceae 40% et les Divers 9%. L'espèce épiphyte abondante est : *Navicula sp* (31,8%).

Selon **Arnab Chatterjee (2014)** le microphytobenthos comprend principalement des Bacillariophyceae, mais dans les tapis d'algues, quelques autres groupes pourraient être localement dominants, à savoir, Chlorophyceae, Cyanobacteria et Dinophyceae.

- **Sur un substrat rocheux** : 34 espèces et 24 genres, citons : *Cylindrotheca*, *Licmophora*, *Navicula*, *Nitzschia*. *Navicula sp* est aussi très présente sur les roches avec un pourcentage de 22,6%.
- **Sur un substrat artificiel** : 23 espèces avec 20 genres, nous citons : *Navicula*, *Nitzschia*, *Gambierdiscus*, *Stephanopyxis*. Dont les Bacillariophyceae sont les plus abondants (57%). *Stephanopyxisturris* est abondante sur le substrat artificiel (15,5%).

Quand au peuplement phytoplanctonique (colonne d'eau), 106 espèces sont identifiées, avec 45 genres. L'espèce dominante est *Rhizosolenia delicatula*, et ce, avec une abondance de (25,1%). Les Bacillariophyceae (54%) sont plus présent que les Dinophyceae (38%) et les Divers (8%).

Il est intéressant de noter que le MPB peut occasionnellement apparaître dans le peuplement phytoplanctonique, en particulier dans les systèmes d'eau peu profonde avec une forte action des vagues et des courants (**De Jong, 1995**). De plus, probablement des espèces de phytoplancton pourraient également s'installer temporairement dans le peuplement benthique, dans des eaux calmes. En fait, les mêmes classes peuvent être trouvées à la fois dans les deux peuplements phytoplanctoniques et microphytobenthiques, et la base de leur séparation est simplement due à des caractéristiques morpho-écologiques (**Aberle-Malzhan, 2004**).

Selon **MacIntyre, (2007)** un vent fort peut remettre en suspension le MPB dans la colonne d'eau, générant un scénario dans lequel le MPB contribue à la production pélagique.

De par son activité photosynthétique, le microphytobenthos est considéré comme le producteur primaire majeur des vasières littorales estuariennes européennes alimentant l'ensemble du réseau trophique benthique (lors des émergences) et pélagique (lors des immersions) (Guarini *et al.*, 2006). Il joue ainsi un rôle majeur dans le fonctionnement et la structuration trophique des vasières intertidales mais aussi des écosystèmes adjacents en fonction de l'export de la production primaire locale par l'hydrodynamisme (houle, clapot, courant tidaux...) et par voie trophique (vecteurs biotiques) (Saint-

Béat, 2012).

Sur le plan spécifique, nous avons noté la présence permanente de certains genres, tels : *Navicula*, *Nitzschia* sur tous les substrats. Les indices de Shannon (> 1) et de Simpson qui tendent vers le zéro, ont montrés que les échantillons issus des substrats benthiques et planctoniques sont riches et diversifiés en espèces phytoplanctoniques et bien équilibrés. Selon Barnett (2013) il est indispensable d'intégrer la diversité spécifique fonctionnelle du microphytobenthos dans les études environnementales. En effet, le microphytobenthos est souvent considéré comme une entité simple dont la diversité spécifique et la complexité fonctionnelle ne sont pas prises en compte dans l'étude des réponses aux contraintes environnementales.

Conclusion

Le travail exposé dans ce document, représente une contribution pour mieux comprendre la composition et la diversité du peuplement phytoplanctonique et microphytobenthique dans la zone est Algéroise et plus précisément « Tamentfoust ». Ce travail est réalisé dans la période printanière entre mai et juin 2021.

Les résultats, nous ont permis d'établir l'inventaire et la composition des espèces de microalgues benthiques et planctoniques élaboré par l'analyse de plusieurs échantillons. Sur le plan qualitatif, l'inventaire floristique obtenu révèle une grande diversité, il est composé de **168 espèces** regroupées principalement en Dinophyceae, Bacillariophyceae, et les autres groupes moins représentés qui sont classés comme Divers.

Nous avons constaté que la diversité ne se limite pas seulement aux niveaux des groupes taxonomiques car il y'a une diversité d'espèces selon leurs comportement benthique et pélagique. En effet, nous avons pu observer et identifié des espèces appartenant totalement au peuplement benthique et d'autre pélagique, avec un inventaire d'espèces chevauché entre les deux domaines.

Sur le plan taxonomique, les Bacillariophyceae occupent le premier rang, ou ils représentent un pourcentage de 59.7% suivie par les Dinophyceae avec un pourcentage de 32.9%, tandis que, les Divers représentent le pourcentage de 7.4% c'est à dire 21 espèces de la liste floristique observée. Les concentrations moyennes de cette première classe est de 7760 cellules/L, suivi par les Dinophyceae estimé d'être à 4280 cellules par litre, et 960 cellules/L pour le reste des classes. Tandis que, la comparaison entre les deux peuplements, révèle que la densité cellulaire des Bacillariophyceae récoltés sur les sédiments benthiques est supérieure (4320 cellules/L) à celle de la colonne d'eau (3440 cellules/L).

Contrairement aux Bacillariophyceae, les Dinophyceae sont largement plus denses dans la colonne d'eau (2440 cellules/L) que sur les substrats benthiques (1840 cellules/L). Ainsi, il y'a une productivité des Bacillariophyceae dans les sédiments que dans la colonne d'eau contrairement au Dinophyceae.

En fin ce travail, contribue à la compréhension du fonctionnement de l'écosystème marin côtier, mais, il serait plus intéressant comme perspective de compléter ce travail de vue d'ensemble des paramètres. Ainsi, si l'on veut mieux appréhender la régulation et la dynamique spatio-temporelle du maillon responsable de la production primaire, il est indispensable d'intégrer la diversité spécifique fonctionnelle du microphytobenthos dans ce type d'étude.

Références Bibliographiques

1. **Admiraal, W. & Peletier, H. (1980).** Distribution of diatom species on an estuarine mud flat and experimental analysis of the selective effect of stress. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 46. PP.157–175.
2. **Agatz, M., Asmus, R.M. & Deventer, B. (1999).** Structural changes in the benthic diatom community along an eutrophication gradient on a tidal flat. *Helgoland Marine Research*, 53. PP.92–101.
3. **Alvain S. (2005).** Étude de la distribution des principaux groupes de phytoplancton par télédétection satellitaire : Développement de la méthode PHYSAT à partir des données GeP&CO et application à l'archive SEAWIFS entre 1998 et 2004. Thèse de doctorat Laboratoire des Sciences du Climat et de l'Environnement (LSCE/IPSL, CEACNRS).
4. **Amblard C. (1987).** Les successions phytoplanctoniques en milieu lacustre. *Ann. Biol.* PP.1-34.
5. **Anne Goffart. (2010).** Mise au point de l'indice composition dans le cadre l'indicateur de phytoplancton. les indices de compositions phytoplanctonique en eaux cotiers. Université de Liège Belgique et STARESO Calvi Corse. Conservation Onema.
6. **Arnaud Muller-Feuga et al. (1997).** Microalgues marines. Les enjeux de la recherche. l'École supérieure de biotechnologies de l'Université catholique portugaise avec le support financier du programme européen CEDRE-PACTE/PEE. V. Verdelho Vieira et N. Baylina.
7. **Azam F., Malfatti F. (2007).** Microbial Structuring of marine ecosystems. *Nature Reviews Microbiology*. PP.782-791.
8. **Barranguet C, Herman PMJ, Sinke JJ. (1997).** Microphytobenthos biomass and community composition studied by pigment biomarkers. Importance and fate in the carbon cycle of a tidal flat. *Journal of Sea Research*. PP.59-70.
9. **Bernard Quéguiner. (2013).** Structure et fonctionnements des écosystèmes pélagiques marins. Centre d'Océanologie de Marseille. Aix-Marseille Université ; CNRS ; LOBUMR 6535, Laboratoire d'Océanographie et de Biogéochimie, OSU/Centre d'Océanologie de Marseille. P.93.
10. **Boudjenah Mustapha. (2019).** Etude de la composition et de l'évolution de la biodiversité des peuplements phytoplanctoniques de la côte algérienne (mer d'Alboran et Bassin Algérien) et influence des zones d'enrichissement. Thèse de doctorat. *Ecologie Marine*. Université Abdelhamid Ibn Badis Mostganem. P.2.
11. **Bougis P. (1974a).** *Ecologie du plancton marin I. Le phytoplancton*. Paris. Masson et Cie. P.96.

12. **Bougis P. (1974b)**. Ecologie du plancton marin II. Le zooplancton. Paris. Masson et Cie. P.200.
13. **Brandini FP, Pellizari FM, Fernandes LF, Fonseca AL. (2001)**. Production and biomass accumulation of periphytic diatoms growing on glass slides during a year cycle in a coastal subtropical environment. Bay of Paranaguá, southern Brazil. Marine Biology. PP.163-171.
14. **Cahoon LB, Cooke JE. (1992)**. Benthic microalgal production in Onslow Bay. North Carolina, USA, Marine Ecology Progress. Series 84. PP.185-196.
15. **Cahoon LB, Nearhoof JE, Tilton CL. (1999)**. Sediment grain size effect on benthic microalgal biomass in shallow aquatic ecosystems. Estuaries. Series 22. PP.74-735.
16. **Centre d'expertise en analyse environnementale du québec**. Identification, dénombrement et estimation du biovolume des cyanobactéries et des algues. MA. 800 – Cya.alg 1.0, Ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs du Québec, 2012. P.22.
17. **Centre Saint-Laurent. (1996)**. Rapport-synthèse sur l'état du Saint-Laurent. Volume 1 : l'Écosystème du Saint-Laurent. Conservation de l'environnement – et Éditions MultiMondes. Coll. BILAN Saint-Laurent, Environnement Canada-région du Québec Montréal.
18. **Christophe laplace et al. (2007)**. Protocole standardise d'échantillonnages, de conservation et observation du phytoplancton en plan d'eau. eutrophication gradient on a tidal flat. Helgoland Marine Research. PP.92–101.
19. **Facca C, Sfriso A, Socal G. (2002)**. Changes in abundance and composition of phytoplankton and microphytobenthos due to increased sediment fluxes in the Venice Lagoon, Italy, Estuarine. Coastal and Shelf Science. PP.773-792.
20. **Fraga S. & Rodrigue F. (2011)**. Genus Gambierdiscus in the Canary Islands (NE Atlantic Ocean) with description of Gambierdiscus silvae sp Nov, a new potentially toxic epiphytic benthic dinoflagellate. Protist 165. PP.839–853.
21. **Gailhard I. (2003)**. « Analyse de la variabilité spatio-temporelle des populations microalgales côtières observées par le “réseau de surveillance du phytoplancton et des phycotoxines” (REPHY) ». Thèse de Doctorat Université de la Méditerranée, AixMarseille II.
22. **Gaumer. (1981)**. Évolution annuelle des communautés micro planctonique de la baie d'alger. Variation de la composition spécifique liée à la nature du facteur nutritionnel limitant la biomasse algale. Thèse de doctorat 3ème cycles. Paris Univers. Pierre et Marie Curie. P.91.

23. **Ifermer et al.** Guide pratique à l'usage des analystes du réseau national de surveillance du phytoplancton. Institut françaises de recherche pour l'exploitation de la mer. Direction de l'environnement et de l'aménagement littorale (D.E.L).
24. **Isabelle Lavoie et al. (2008).** Guide d'identification des diatomées de rivières de l'est du Canada. Québec (Canada).l'Université du Québec.
25. **Jean pascal. (1989).** Les empoisonnements par Poisson tropicaux a la reunion, Etat actuel de la Ciguatera, aspect épidémiologique et bioécologique du phénomène. Laboratoire d'étude océanographique. Association pour la recherche et la technologie à la réunion.
26. **John, D.M. (1994).** Alternation of generations in algae: its complexity. Maintenance and evolution. Bio. Rev.69. PP.275-291.
27. **Juliettev rosebery. (2010).** Proposition d'une méthode d'échantillonnage du phytobenthos en plan eau. Thèse de master. Ecologie. Université de Bordeaux 1. Faculté des sciences, terre et environnement.
28. **Khrarba M. (2013).** contribution à la cultures des espèces de micro-algue d'eau douce à interet aquacole : (*chamydomona sp*, *scenedesmus sp*). Mémoire d'ingénieur. Enssmal. PP.4-5.
29. **Lepèreet al. (2011).** virus, bactéries et protistes pathogènes du phytoplancton le rôle insoupçonné des parasites dans le fonctionnement des écosystèmes aquatiques. Centre alpin de recherches sur les réseaux trophiques des écosystèmes limniques (CARRTEL), Station d'hydrobiologie lacustre. Université Blaise Pascal, CNRS, UMR 6023, Microorganismes : génome et environnement, 63177 Aubière cedex.
30. **Levasseur, C. (1996).** Biologie marine – Applications aux eaux du Saint-Laurent. Montréal. Centre collégial de développement de matériel didactique. P : 247.
31. **MacIntyre, H.L., Geider, R.J. & Miller, D.C. (1996).** Microphytobenthos: The ecological role of the "secret garden" of unvegetated, shallow-water marine habitats. I. Distribution, abundance and primary production. Estuaries and Coasts. PP.186–201.
32. **Maouche S. (1987).** Mécanismes hydrosédimentaires en Baie d'Alger (Algérie). Approche sédimentologique, géochimique et traitement statistique. (Thèse) université de Perpignan. PP.213.
33. **Margalef R. (1958).** "Environmental control of the mesoscale distribution of primary producers and its bearing to primary production in the western Mediterranean". Mediterranean Marine Ecosystems. London. NATO Conference Series. Vol. 8. Plenum Press. PP. 213–230.

34. **Marius Boutin. (2012).** Structure des assemblages de diatomées benthiques en rivière : l'environnement explique-t-il tout ? Processus écologiques et développement méthodologiques. thèse de doctorat. Écologie évolutive et fonctionnement des communautés. université bordeaux I.
35. **Maurice Ioir.** Guide des diatomées, plus de 200 microalgues siliceuses photographiées. Paris. Delachaux et Niestlé, ©2004.
36. **Miller DC, Geider RJ, MacIntyre HL. (1996).** Microphytobenthos, The ecological role of the “secret garden” of uninvestigated shallow water marine habitats II, Role in sediment stability and shallow water food web. *Estuaries*. PP.202-212.
37. **Nelson, JM, Eckman JE, Robertson CY, Marinelli RL, Jahnke RA. (1999).** Benthic microalgal biomass and irradiance at the sea floor on the continental shelf of the South Atlantic Bight, (Spatial and temporal variability and storm effects). *Continental Shelf Research*. Volume 19. PP.477–505.
38. **Nicholson G J, Longmore A R, Berelson W M. (1999).** Nutrient fluxes measured by two types of benthic chamber. *Marine and Freshwater Research*. V: 50. PP.567-571.
39. **Rolland A. (2009).** « Dynamique et diversité du phytoplancton dans le réservoir marne (bassin versant de la seine) » Thèse de doctorat. Université de Savoie Ecole Doctorale SISEO. P.241.
40. **Rouibah et al. (2005).** Etude de la pollution du littoral algérois et du lac de Réghaïa. Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique. Institut des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral ISMAL. Contrat ISMAL-APPL.P.74.
41. **Round, F. E., Crawford, R.M. & Mann, D. G. (2000).** *The Diatoms*. New York. Cambridge University Press.
42. **Samson kechacha et al. (1992).** Caractéristique phytoplanctonique de deux station côtiers de l'est algéroise. laboratoire de biologie et ecologie marine. *hydroécol .Appl* (1992) Tom 4 vol 2, PP.123-138.
43. **Sigmon DE, Cahoon LB. (1997).** Comparative effects of benthic microalgae and phytoplankton on dissolved silica fluxes. *Aquatic Microbial Ecology*. V 13.PP.275–284.
44. **Simon N, Cras AL, Foulon E, Lemée R. (2009).** Diversity and evolution of marine phytoplankton. *Comptes Rendus Biologies*. V. 332. Pp: 159-70.
45. **Sullivan MJ. (Montcreiff CA). (1988).** Primary production of edaphic algal communities in a Mississippi salt marsh. *Journal of Phycology*. PP.49-58.
46. **Thibault M. (2006).** Protection et Développement Durable des Zones Humides en Afrique du Nord. Maghreb zones humides. Plan de Gestion de la Réserve Naturelle du Lac de

- Réghaïa (Algérie). Direction Générale des Forêts du Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. P.85.
47. **Trégouboff, (Tome 1). (1957).** Manuel de planctonologie méditerranéenne. Paris. Centre nationale de la recherche scientifique.
 48. **Vincent W.F., J.J. Dodson, N. Bertrand et J.J. Frenette. (1996).** Photosynthetic and bacterial production gradients in a larval fish nursery: the St. Lawrence River transition zone. Mar. ecol. Prog. Ser. Vol. 139. PP.227-238.
 49. **Wetzel R. G., (2001).** Limnology: Lake and River Ecosystems. 3rd. Academic Press. P.1006.
 50. **Williams SL, Yarisich SM, Gill IP. (1985).** Amonium distributions, production and efflux from backreef sediments, St. Croix. USA, Virgin Island, West Indies, Marine Ecology Progress. Series.24, PP.57-64.
 51. **Winkler, G., J.J. Dodson, N. Bertrand, D. Thivierge et W. F. Vincent. (2003).** Trophic coupling across the St. Lawrence River estuarine transition zone. Marine Ecology Progress. Series. 251. PP.59–73.

Cite web:

<https://sciencepost.fr/phytoplankton-deuxieme-poumon-de-planete/>

https://data.oreme.org/plankton/plankton_gallery/index/phyto?fbclid=IwAR2ZIKoROgKgclLxyYpKpcH9Eyu2nToOOarLeIl8BMfTJX0OMy3pE_DpNw.

https://www.slideshare.net/NoeMendez9/chlorophyta-68686806?fbclid=IwAR3tMyD_WrlSXX45I2r6qBnz5VrB0uhlrc2yho7fRhuV_ypImjYaq79Y0bM.

<http://cfb.unh.edu/phycokey/phycokey.htm?fbclid=IwAR0FK94yA0FF7wBg0xgTQiIE21YSngCfK KRsoOkUjHJPEkat4-QuTXs76KA>

https://www.eoas.ubc.ca/research/phytoplankton/diatoms/centric/guinaridia/g_delicatula.html?fbclid=IwAR3GSnmIMN8amu8qvtTZpWCcG73glcrKgO3xiVF3QEW09vV_Mz3iYY5vyA.

https://www.memoireonline.com/02/12/5232/m_Contribution--letude-qualitative-du-genre-Ceratium-et-des-Tintinnides-Ciliophora--Oligotric4.html?fbclid=IwAR06

http://iocwestpac.org/HABs/atlas%20of%20dinoflagellates/prorocentrales.html?fbclid=IwAR2wAM O1LAQcedXitymgBsm9EkezF_yyt_DGE2ebKQ8ed035EiEYIWRLWTs

<http://www.diatomloir.eu/Site%20Diatom/Chloroplastes.html?fbclid=IwAR2VjJ5kLSFzrW8Znk8s9vaT1etsFms7ERrt16ccEcjW9ezcf2KLifwGeb8>.

http://nordicmicroalgae.org/taxon/Guinaridia%20delicatula?media_id=Guinaridia%20delicatula_3.jpg

http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Raphidineae/Nitzschia/palea/sp_13.html
https://planktonnet.awi.de/index.php?contenttype=image_details&itemid=62120#content
https://www.researchgate.net/figure/A-D-Amphora-proteus-var-kariana-B-E-U-Amphora-proteus-C-Amphora-proteus-var_fig5_314024433
https://www.researchgate.net/figure/A-Surirella-fastuosa-B-Trachyneis-aspera-C-Trachyneis-velata-D-Pleurosigma_fig6_314024433
<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=image&tid=759283&pic=105486>
https://www.researchgate.net/figure/Dessin-representant-Gambierdiscus-toxicus-grossissement-x2000_fig12_280636980
https://www.researchgate.net/figure/Line-drawings-of-Gambierdiscus-polynesiensis-in-apical-antapical-ventral-and-dorsal_fig21_250150490
https://www.researchgate.net/figure/Gambierdiscus-toxicus-A-C-Light-microscopy-and-fluorescence-stained-cells-D-H_fig2_216815220
<http://gallery.obs-vlfr.fr/gallery2/v/Aquaparadox/Tins/album298/epiplocylBlanda.jpg.html>
<https://luciana-santoferrara.uconn.edu/research/genotype-phenotype-relationships/#>
https://www.researchgate.net/figure/Morphology-of-representative-oligotrichians-and-aloriccate-choreotrichians-following_fig4_335652467
https://www.researchgate.net/figure/a-Pseudo-nitzschia-sp-b-Nitzschia-panduriformis-c-Navicula-transitans-f_fig5_287082825
<http://www.lenaturaliste.net/forum/galerie/image-32767.php>
<https://educalingo.com/fr/dic-fr/protiste>
https://www.researchgate.net/figure/Quelques-foraminiferes-planctoniques-plus-grande-dimension-de-lordre-du_fig17_260135935
<https://hmr.biomedcentral.com/articles/10.1007/s10152-014-0392-5>
<https://plagesalgerie.jimdofree.com/les-plages/wilaya-d-alger/plage-de-la-commune-d-el-marsa>
<https://lienss.univ-larochelle.fr/microphytobenthos>

Annexes

1. Préparation du LUGOL :

a) La solution iodo-iodurée de lugol alcalin :

- Iode en paillettes 10g
- Iodure de potassium 20g
- Acétate de sodium 20g
- Eau distillée 200ml

Broyer au mortier l'iode (I_2) et l'iodure de potassium (IK) avec un peu d'eau. Compléter en eau distillée. Agiter jusqu'à complète dissolution.

Puis ajouter 20g d'acétate de sodium ($CH_3COO-Na$). Lorsque la solution, est proche de la saturation, il convient d'éliminer tout précipité éventuel en faisant décanter la solution avant l'utilisation.

- b) Utilisation : ajouter à l'eau de l'échantillon pour une concentration finale de 0.50/0, soit 8 gouttes pour 100ml afin d'obtenir une couleur brun claire (miel). Si perte de cette couleur dans le temps alors ajouter quelques gouttes de plus.
- c) Identification des dangers : produit non considéré comme dangereux selon la directive 67/548/CEE.

2. Quelque espèce récolter et identifiée dans la zone est algéroise (tamenfoust).



Podolampas sp



Licmophora sp



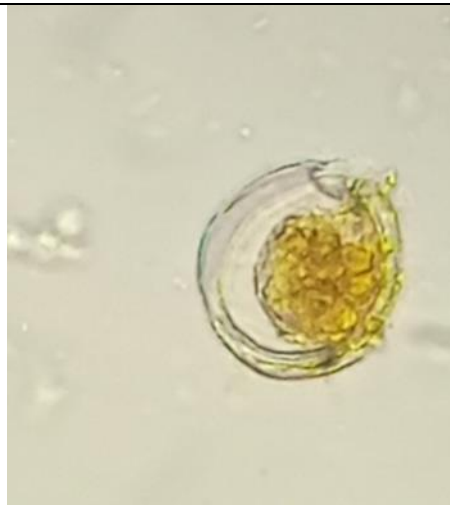
Phalacroma sp



Protoperidinium diabolium



Thalassionema nitzschioides



Prorocentrum sp



Navicula membranacea



Nitzschia sp



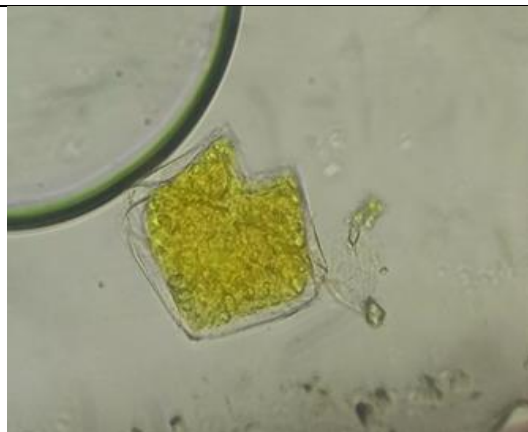
?



Diplonies didyma



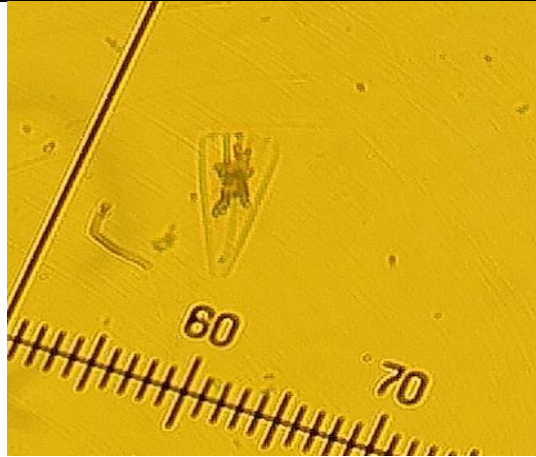
Rhizosolenia delicatula



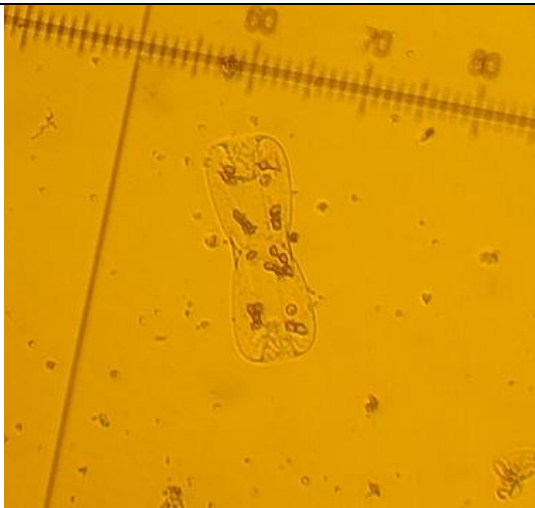
P
rotoperidinium conicum



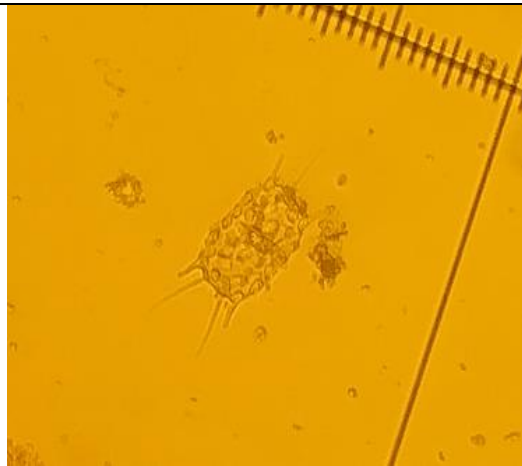
Podolampas sp



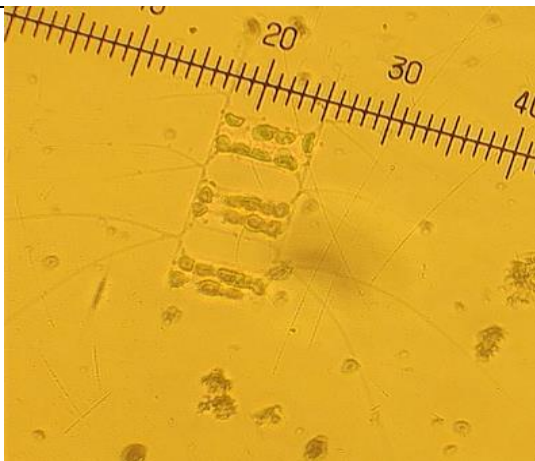
Licmophora ehrenbergii



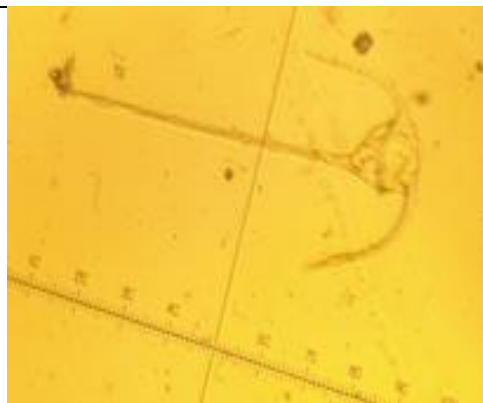
Amphipora lepidoptera



Biddulphia mobiliensis



Chaetoceros decipiens



Tripos karsteni



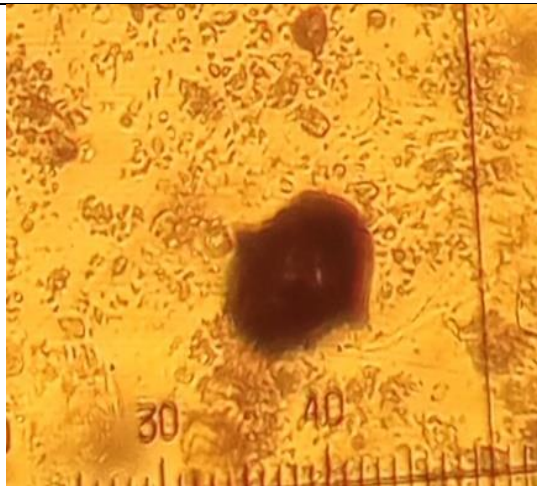
Navicula sp



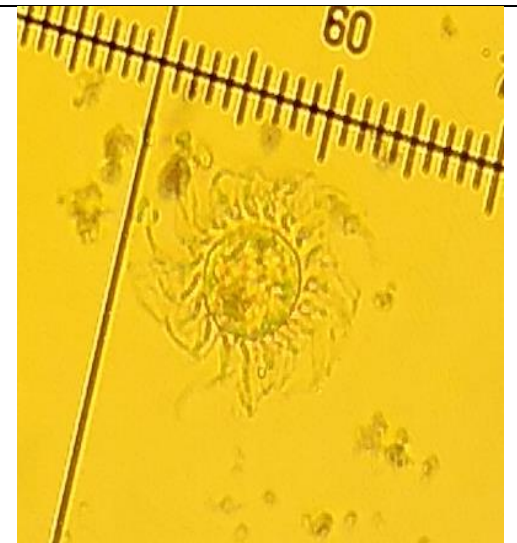
?



?



?



Leegaardiella sol



Closterium acutum




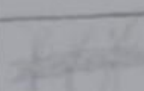
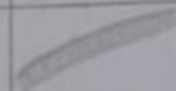







3. Une fiche du microscope accompagnée de quelques informations relatives à l'échantillon source, (Nom de la station, date, lieu... etc.), pour schématiser les espèces.

ENSSMAL 2021

28 05

COMTAGE DU PHYTOPLANCTON (METHODE UTERMÖHL)

Campagne:	02	Responsable:	H. Lorange
N° Trait/ Station :	R252 field	Date:	16 06 2021
N° Cuve		Dilution	
V de sédimentation		Remarques	

Nom du taxon Espèce	Code photo	Schéma	Grossisse- ment	Nombre de cel compté	Observation
Calce oxytrix philastone			40		
			40	1	
Protophy- cium deplan-			40	1	
Chlorella coarctata			40	1	
Amphic sphaer-			40	1	
			40		
Chlorella monococ-			40		
			40		
Prochloroc- occus			40		
				1	
Chlorella monococ-				1	
Microcystis aeruginosa					

ملخص:

معرفة التكوين التصنيفي لمجتمعات العوالق النباتية السطحية والقاعية مهم لرصد حالة وتطور النظم الايكولوجية الساحلية، عملها وهيكلها. ومن خلال فهم الاليات التي تفصل تعاقب مجموعات العوالق النباتية المدروسة يمكننا تقدير القدرات الإنتاجية لمختلف البيئات المدروسة. والهدف الأساسي من هذه الدراسة هو استكشاف تنوع العوالق النباتية خاصة القاعية منها لمنطقة شرق الجزائر وتحديدًا تمتنقوست. وتحديد الاختلافات القائمة بين مجتمع العوالق النباتية السطحية والقاعية.

ويتألف هذا العمل من تحديد خصائص العوالق النباتية السطحية والقاعية واجراء جرد لها خلال فترة الربيع من 22 أيار (مايو) الى 4 حزيران 2021. حيث اخذنا عينات على ثماني محطات ذات مستويين قاعي وبحري.

وتظهر النتائج التي تم التوصل إليها أن هناك تنوعاً بلغ 168 نوعاً تم تجميعها في الأساس في:

باسيلاريوفيسي بنسبة: 59.7%.

دينوفيسي (32.9%)، والباقي المصنف كديفار بنسبة 7.4%.

المقارنة بين مجتمع العوالق النباتية السطحية والقاعية تكشف ان كثافة خلايا الباسيلاريوفيسي (4320 خلية/لتر) التي تم جمعها في

الرواسب القاعية أكثر من المتواجدة في سطح الماء (3440 خلية/لتر). وعلى النقيض فان خلايا الدينوفيسي أكثر في السطح

2440 (خلية/لتر) من القاع 1840 (خلية/لتر).

تظهر حسابات مؤشر شانون وجود ثراء اعلى للأنواع الصغيرة في المنصة القاعية وكدت قيم مؤشر سيمبسون النتائج السابقة وان هناك توازن وتنوع لمجتمعات العوالق النباتية السطحية والقاعية.

الكلمات المفتاحية: مجتمعات العوالق النباتية السطحية والقاعية، تمتنقوست، جرد، باسيلاريوفيسي، دينوفيسي، ديفار، الأنواع الصغيرة.

Abstract

The knowledge of the taxonomic composition of phytoplankton and microphytobenthic communities is needed to monitor the state and evolution of coastal ecosystems, their overall functioning and structure, and through understanding mechanisms, which promote successions within phytoplankton and microphytobenthos populations, which can be estimated as the productive capacities of the studied environments.

The objective of this study is to explore the diversity of phytoplankton, including microphytobenthic, and to identify the differences that may exist between the two populations that colonize the East-Algerian coast (Tamentfoust).

Our work consists in characterizing and making an inventory of phytoplankton and microphytobenthos during the spring period from 22 May to 04 June 2021 where we took samples on eight stations with two benthic and pelagic levels. The results obtained show that there is a diversity of 168 species grouped mainly in, Bacillariophyceae with a percentage of 59.7%, Dinophyceae (32.9%), and other less represented groups that are classified as Miscellaneous (7.4%).

The comparison between the two stands reveals that the cell density of Bacillariophyceae collected on benthic sediments is higher (4320 cells/L) than that of the water column (3440 cells/L). Unlike Bacillariophyceae, Dinophyceae are much denser in the water column (2440 cells/L) than on benthic substrates (1840 cells/L).

Shannon Index calculations show a higher microalgale species richness in the benthic stand. While the Simpson's index values confirmed the previous findings, so to speak, the phytoplankton and microphytobenthic stands identified in the study site are balanced and diverse.

Keywords: Phytoplankton, Microphytobenthos, Bacillariophyceae, Dinophyceae, Tamentfoust, east coast of algiers

Résumé

La connaissance de la composition taxonomique des communautés phytoplanctoniques et microphytobenthiques est nécessaire pour suivre l'état et l'évolution des écosystèmes côtiers, leur fonctionnement global et leur structure, et à travers la compréhension des mécanismes, qui favorisent les successions au sein des populations de phytoplancton et de microphytobenthos que l'on peut estimer les capacités productives des milieux étudiés. L'objectif de cette étude est d'explorer la diversité du peuplement phytoplanctonique, notamment le microphytobenthique et cerner les différences qui peuvent exister entre les deux populations qui colonisent la côte Est-Algéroise (Tamentfoust). Notre travail consiste à caractériser et de faire un inventaire du phytoplancton et du microphytobenthos durant la période printanière allant de 22 Mai au 04 Juin 2021 où on a effectué des prélèvements sur huit stations avec deux niveaux benthiques et pélagiques.

Les résultats obtenus montrent qu'il y a une diversité de **168 espèces** regroupées principalement en, Bacillariophyceae avec un pourcentage de 59.7%, Dinophyceae (32.9%), et les autres groupes moins représentés qui sont classés comme Divers (7.4%).

La comparaison entre les deux peuplements, révèle que la densité cellulaire des Bacillariophyceae récoltés sur les sédiments benthiques est supérieure (4320 cellules/L) à celle de la colonne d'eau (3440 cellules/L). Contrairement aux Bacillariophyceae, les Dinophyceae sont largement plus denses dans la colonne d'eau (2440 cellules/L) que sur les substrats benthiques (1840 cellules/L).

Les calculs de l'indice de Shannon montrent une richesse en espèces microalgales plus importantes dans le peuplement benthique. Tandis que les valeurs de l'indice de Simpson nous ont permis de confirmer les constats précédents, ainsi dire que, les peuplements phytoplanctoniques et microphytobenthiques identifiés dans le site d'étude sont équilibrés et diversifiés.

Mots clés : Phytoplancton, Microphytobenthos, Bacillariophyceae, Dinophyceae, Tamentfoust, côte Est Algéroise.