

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE SAAD DAHLAB - BLIDA 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV
Filière Sciences Biologiques

Option :

Biodiversité et physiologie végétale

Thème

Composition des populations phytoplanctoniques de
la côte de l'Ouest et du centre Algérien.

Présenté par

Date de soutenance : 12/07/2022.

*** Mlle. Mansour Sara**

***Mlle. Lachehab Aya Rabea**

Devant le jury

Nom	Grade/ Lieu	Qualité
Mr GUEDIOURA. A	MCA/USDB 1	Président
Mme METIDJI. H	MCB/ USDB 1	Examinatrice
Mr BOUDJENAH. M	MRA/CNRDPA	Promoteur
Mme CHERIF. H. S	MCA/USDB 1	Co-promotrice

Année universitaire 2021/2022

Remerciements

Avant tout, on remercie dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

*Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de **Mr BOUDJENAH MUSTAPHA**, on le remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.*

*Nous ne cesserons jamais de vous remercier **Mme CHERIF HAMIDA**, notre chère Copromotrice pour votre soutien, pour vos conseils et vos qualités scientifiques, professionnelles et humaines.*

*Nous exprimons également nos vifs remerciements à **Mr MORSLI EL HADI** pour l'immense aide apporté à notre travail réalisé au niveau de laboratoire de CNRDPA.*

*Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à **Mr GUEDIOURA ABD EL MOUMENE** pour nous avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de jury de ce travail. Veuillez recevoir ici l'expression de notre plus grand respect et de notre plus profonde estime.*

***Mme METIDJI HAFIDHA** nous vous remercions d'avoir accepté d'examiner ce travail, pour le temps que vous avez consacré lors de la relecture de ce mémoire, et vos remarques pertinentes sur les différents aspects de ce travail. Nous sommes honoré de vous compter dans ce jury.*

Un grand merci à tous nos maîtres de l'enseignement primaire, secondaire et universitaire qui nous ont transmis leurs savoirs et leurs connaissances pendant notre parcours scolaire et universitaire.

Merci à tous qui ont rend du possible ce travail et même s'ils ne se retrouvent pas dans cette petite liste ils sont dans nos pensées.

Dédicaces

Tous d'abord je veux remercier dieu pour qu'il m'a donné la force pour terminer ce travail.

Je dédie ce travail

A ma très chère mère **LAHRACHE HOURIA**

Quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurais point te remercier comme il se doit, ton affection me couvre, ta bienveillance me guide et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.

A mon très cher père **MANSOUR MOHAMED**

Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encourager.

Que ce travail traduise ma gratitude et mon affection.

A mon fiancé et l'Homme de ma vie **KARIM / (HOUSSEM)**

Tu étais toujours avec moi dans mes pires jours je te remercie énormément.

A mes grands-mères **YAMNA** (paix à son âme) et **MALIKA**

A mon beau-père et mon deuxième papa et à ma belle-mère et ma deuxième maman
ZDAHMED MOHAMED (paix à son âme) **TIDAFI FATIMA EZZOHRA**.

A mes oncles et leurs femmes et ma tante maternelle

A la plus belle chérie et le petit membre de la famille **MAISSA**

A la plus chère petite fille **SAMIRA** et mon neveu **ISLEM**

A mes très chères sœurs et frères et leurs enfants.

A ma **belle sœur** et **ses enfants** et **mon beau frère**

Je remercie mon Binôme **Aya** pour sa contribution à la réalisation de ce modeste travail.

SARA

Dédicaces

Du profonds de mon cœur, je dédié ce travail à tout mes chères ;

A mes parents qui m'ont guidé durant les moments les plus pénibles de ce long chemin ;

À **ma mère** qui a été à mes cotés et m'a soutenu durant toute ma vie.

À **mon père** qui décédé trop tôt qui à sacrifié toute sa vie afin de me voir devenir ce que je suis, aucun mot ici bas ne serait décrire ce que tu es pour moi, ni combien tu me manques maintenant.

Que Dieu ait pitié de celui qui était le père le plus gentil du monde.

A ma petite sœur **Meriem**, la perle de ma vie, ma source de joie.

A mon frère **Sadek** que dieu le protège.

A mon fiancé **Salah Eddine** l'amour de ma vie.

A ma belle famille ; **ma belle mère** et **mon beau père**.

A mes grands pères et grandes mères.

A Ma tente **Hadjer**.

J'adresse mes dédicaces à mes amies **Fatima** et **Bouthaina**.

Et enfin je remercie mon binôme **Sara** qui à contribué à réaliser ce modeste travail.

Aya

Résumé

Le but principal de cette étude est de contribuer à l'évaluation quantitative et qualitative de premier maillon de la chaîne alimentaire, afin d'explorer la diversité de la communauté phytoplanctonique au niveau de 7 stations de l'ouest et une du centre Algérien durant l'été 2021.

Au cours de notre étude en utilisant la méthode Utermöhl, un total de 69 espèces ont été identifiées, nos résultats montrent que la richesse spécifique est importante dans les sites de Benisaf pp 15 en quantitative et Marsa ben mhidi pp 18 et Mostaganem pp 13 et les Dinophycées représentent plus de 82,61% de la communauté phytoplanctonique, suivi par les Diatomées avec une proportion de 17.40%.

Les genres les plus dominants dans les stations étudiées sont :

Ostreopsis, Protoperidinium, Ceratium, Gyrodinium, Dinophysis et Noctulica avec une densité cellulaire 420cell/l, 320cell/l, 160 cell/l, 130cell/l, 90cell/l, 50et 20 cell/l respectivement.

La comparaison des diagrammes rang-fréquences obtenus pour les stations que nous avons étudiées permet de classer la majorité des populations phytoplanctoniques entre le stade 1 et 3.

L'observation de plusieurs classes de Dinophycées et de Diatomées durant notre étude, certains sont considérés comme toxiques comme Dinophysis et Noctulica et aussi Gyrodinium lors de dépassement d'un nombre précis.

Mots clés: Phytoplancton, richesse spécifique, diversité, diatomées, Dinophycées.

Abstract

The main purpose of this study is to contribute to the quantitative and qualitative evaluation of the first link in the food chain, in order to explore the diversity of the phytoplankton community at 7 stations in western Algeria and another station in middle during the summer of 2021.

During our study using the Utermöhl method, a total of 69 genera were identified, our results show that the specific richness is important in the sites of Benisaf pp 15 in quantitative and Marsa ben mhidi pp 18 and Mostaganem in depth 13 . Dinophyceae represent more than 82.61% of the phytoplankton community, followed by Diatoms with a proportion of 17.40%.

The most dominant genera are *Ostreopsis*, *Protoperidinium*, *Ceratium*, *Gyrodinium*, *Dinophysis* and *Noctulica* with a cell density of 420cell/l, 320cell/l, 160 cell/l, 130cell/l, 90cell/l, 50and 20 cell/l respectively.

The comparison of the rank-frequency diagrams obtained for the stations that we studied makes it possible to classify the majority of the phytoplankton populations between stage 1 and 3. This could indicate in our case, the phytoplankton communities manage to develop. The observation of several kinds of Dinophyceae and Diatoms during our study, some are considered toxic such as *Dinophysis* and *Noctulica* and also *Gyrodinium* when exceeding a specific number.

Key words: Phytoplankton, species richness, diversity, diatom, Dinophyceae.

ملخص

الغرض الرئيسي من هذه الدراسة هو المساهمة في التطور الكمي والنوعي للحلقة الأولى في السلسلة الغذائية ، من أجل استكشاف تنوع مجتمع العوالق النباتية في 7محطات في غرب الجزائر و محطة في وسط الجزائر خلال صيف عام 2021. خلال دراستنا باستخدام طريقة Utermöhl ، تم تحديد 69 نوعًا ، وأظهرت نتائجنا أن الثراء النوعي مهم في مواقع بني صاف عمق 15 في الكمي و مرسى بن مهدي عمق 18 و مستغانم في العمق 13 تمثل Dinophyceae أكثر من 82.61% من مجتمع العوالق النباتية ، تليها الدياتومات بنسبة 17.40%. الأجناس الأكثر انتشارًا في غرب الجزائر هي *Ostreopsis* و *Protoperdinium* و *Ceratium* و *Gerodinium* و *Dinophysis* و *Noctulica* بكثافة خلية 420 خلية / لتر ، 320 خلية / لتر ، 160 خلية / لتر ، 130 خلية / لتر ، 90 خلية / لتر ، 50 و 20 خلية / لتر على التوالي. تتيح المقارنة بين الرسوم البيانية للترتيب والتردد التي تم الحصول عليها للمحطات التي درسناها تصنيف غالبية العوالق النباتية بين المرحلتين 1 و 3. وهذا يمكن أن يشير في حالتنا إلى أن مجتمعات العوالق النباتية تمكنت من التطور. ملاحظة عدة أنواع من *Dinophyceae* و *Diatoms* أثناء دراستنا ، يعتبر بعضها سامًا مثل *Noctulica* و *Dinophysis* وأيضا *Gyrodinium* عند تجاوز عدد معين.

الكلمات المفتاحية: العوالق النباتية ، ثراء الأنواع ، التنوع ، الدياتومات ، *Dinophyceae*

Table des matières

Résumé

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction 1

Chapitre I : Synthèse bibliographique

1.	Généralités sur les phytoplanctons	3
1.1.	Définition	3
1.2.	Classification des phytoplanctons	3
1.2.1.	Diatomées	3
	• Description	3
	• Cycle de vie des diatomées	5
1.2.2.	Dinoflagelés	6
	• Description	6
	• Cycle de vie des dinoflagelés	8
1.2.3.	Prymnésiophycées	9
1.2.4.	Silicoflagellés	10
1.2.5.	Nanoflagelés	11
2.	Organisation des groupes fonctionnels	13
2.1.	Groupe 1 : plancton silicieux (les diatomées).....	13
2.2.	Groupe 2 : planctant calcifiant	13
2.3.	Groupe 3 : plancton diazotrophe	13
3.	Ecologie des phytoplanctons	14
4.	Impacts des facteurs physico-chimiques sur la dynamique planctonique.....	16
4.1.	Température	16
4.2.	Potentiel d'Hydrogène (PH)	16
4.3.	Salinité	16
4.4.	Oxygène dissous	17
4.5.	Nutriments	17
5.	Rôles du phytoplancton	17
6.	Domaines d'applications des phytoplanctons	18
6.1.	Domaine agricole	18
6.2.	Domaine alimentaire	19

6.3.	Domaine cosmétique.....	19
6.4.	Domaine pharmaceutique	19
6.5.	Domaine énergétique	19
6.6.	Domaine de l'environnement	20
7.	Toxicité et sécurité sanitaire	20

Chapitre II : Partie expérimentale

1.	Présentation de lieu de stage	23
2.	Présentation de la zone d'étude.....	23
2.1.	Présentation générale du contexte de l'étude	23
2.2.	Situation géographique des zones étudiées	23
3.	Stratégie et méthodes d'échantillonnage	24
3.1.	Matériel de prélèvement utilisé	25
3.2.	Fixation et conservation des échantillons	26
4.	Matériel utilisé au laboratoire.....	27
5.	Préparation de l'échantillon	28
6.	Observation	29
7.	Dénombrement	29
8.	Identification	30
9.	Archivage des données	30
10.	Etude qualitative du phytoplancton	30
11.	Etude quantitative du phytoplancton.....	31
12.	Méthodes d'analyses utilisées	31
12.1.	Analyse qualitative	31
12.1.1.	Méthode univariée	31
A.	Richesse spécifique.....	31
B.	Indices de diversité	32
12.1.2.	Méthode graphique : diagramme rang-fréquences	34
12.2.	Analyse quantitative.....	35
12.2.1.	Abondance	35
13.	Analyse des données	36

Chapitre III : résultats et discussion

1.	Analyse des paramètres physico-chimiques	38
1.1.	Température	38
1.2.	Salinité	39
2.	Analyse qualitative	39
2.1.	Richesse spécifique	39
2.1.1.	Richesse spécifique par station	39
2.1.2.	Indices de diversité	45
2.2.	Diagramme de rang fréquences	48
3.	Analyse quantitative	56
3.1.	Abondance	56
4.	Discussion générale	61
Conclusion		64
Références bibliographiques		
Annexes		

Liste des tableaux

Tableaux	Titre de tableau	N° de page
Tableau I	Classification simplifiée des organismes phytoplanctoniques.	12
Tableau II	Situations géographique des zones étudiées.	24
Tableau III	Espèces phytoplanctoniques identifiées de l'Ouest d'Algérien	41
Tableau IV	Photos de quelques espèces Dinophyceae rencontrés dans notre étude observées par microscope inversé (x400).	43
Tableau V	Photos de quelques espèces Diatomées rencontrés dans notre étude observée par microscope inversé (x400).	44
Tableau VI	Présentation des indices de diversité.	Annexe 2
Tableau VII	Les différents stades d'évolution des sites d'Ouest Algérien	55
Tableau VIII	Espèces dominantes dans chaque échantillon des stations étudiées.	57

LISTE DES FIGURES

Figures	Titre de figure	N° de page
Figure 01	Quelques espèces courantes du phytoplancton marin.	05
Figure 02	Schéma de la division mitotique et de la reproduction méiotique des Diatomées.	06
Figure 03	Exemple d'un dinoflagellé nu.	07
Figure 04	Exemples de dinoflagellés armés (clichés SEM).	08
Figure 05	Cycle de vie des dinoflagellés (Fritz et al, 1989).	09
Figure 06	illustrations de la morphologie cellulaire des prymnésiofycées	10
Figure 07	Structure de l'endosquelette d'un silicoflagellé actuel, <i>Distephanus speculum</i>	10
Figure 08	Morphologie cellulaire de <i>Cryptomonas</i> sp.	11
Figure 09	Bloom cyanobactérie.	15
Figure 10	Carte satellitaire présente les sites de prélèvement de notre étude. (Google Maps).	24
Figure 11	Filet à plancton de marque « Hydro-Bio KIL».	25
Figure 12	Bouteille à renversement de type (Niskin).	25
Figure 13	Sonde CTD de type ((SAE-BID SBE19 plus)	26
Figure 14	Microscope inversé de type OPTIKA B150.	27
Figure 15	Chambre Utermöhl	28
Figure 16	Observation des espèces phytoplanctonique au microscope inversé	29
Figure 17	relevé phytoplanctonique	Annexe 2
Figure 18	Schéma montrant les stades de succession écologique.	35
Figure 19	Variation de la température de l'eau de mer au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.	38
Figure 20	Variation de la salinité au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.	39
Figure 21	Richesse spécifique au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.	40

Figure 22	Evolution des valeurs de l'indice de Shannon (H') et l'indice de Shannon maximal (Hmax) au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse échantillons prélevés en 2021.	46
Figure 23	Evolution des valeurs de l'indice de Simpson au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.	47
Figure 24	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station de Tipaza pp 09.	48
Figure 25	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station de Mostaganem pp11.	49
Figure 26	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station de Mostaganem pp13.	50
Figure 27	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station d'Oran pp13.	51
Figure 28	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station de Bouzedjar pp14.	52
Figure 29	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station de Benisaf pp16.0	53
Figure 30	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station de Benisaf pp15.	54
Figure 31	Diagramme de rang fréquence par prélèvement de la station de Marsa ben mhidi pp 18.	55
Figure 32	La densité cellulaire du phytoplancton en fonction du temps an niveau de chaque site étudié.	56
Figure 33	Espèces phytoplanctoniques dominantes au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.	59
Figure 34	Les pourcentages du dinoflagellé et diatomées au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse quantitatif des échantillons prélevés en 2021.	60

Introduction

Introduction

L'atmosphère de notre planète est très riche en oxygène (environ 21%). Cet élément vital a été produit essentiellement par les planctons végétaux et les bactéries photosynthétiques au début de la formation de la terre grâce au phénomène de la photosynthèse (**Mollo et Noury, 2013**).

En effet, le phytoplancton (du grec phyton ou plante et planktos ou errant) est constitué par l'ensemble du plancton végétal, c'est-à-dire des microorganismes photosynthétiques qui sont libres, passifs et en suspension dans la colonne d'eau (**Groga, 2012**). Il s'agit de cellules, colonies ou filaments qui ne peuvent nager et dont les mouvements dépendent de ceux de l'environnement aquatique et/ou qui sont motiles (flagellés ou ciliés) mais dont les déplacements sont restreints. Si les organismes phytoplanctoniques représentent seulement 1% de la biomasse des organismes photosynthétiques sur Terre, ils assurent 45 % de la production primaire (**Chisholm, 1995 ; Behrenfeld et al, 2001**). Ils sont ainsi à la base de la chaîne trophique pélagique (**Azam et Malfatti, 2007**) et sont donc responsables d'une part essentielle de la production primaire dans les milieux aquatiques.

En écologie, une communauté est l'ensemble des populations de plusieurs espèces qui sous l'effet des contraintes environnementales coexistent de manière transitoire ou permanente dans l'espace et dans le temps. Le regroupement en communauté de plusieurs espèces peut se faire sur la base de nombreux critères pouvant être liés à la taxonomie, à la position trophique, au mode de vie, à de multiples échelles spatiales. Parmi les contraintes agissant sur la communauté, on distingue les facteurs ascendants ou bottom-up et les facteurs descendants ou top-down. Les premiers limitent la production de biomasse comme l'intensité lumineuse, les concentrations en nutriments, l'intensité de mélange de la colonne d'eau et la température. Les seconds agissent comme des supprimeurs de biomasse et englobent la prédation et le parasitisme par les protozoaires, les bactéries et les virus. Certains de ces facteurs peuvent avoir une influence indirecte sur la communauté phytoplanctonique en agissant sur d'autres facteurs comme c'est le cas par exemple de la turbidité qui peut augmenter l'effet de la prédation (**Fraisse, 2013**).

Cette contribution entre dans le cadre de préparation d'un diplôme de fin d'étude, qui a comme objectif l'identification des populations de phytoplanctons, leur caractérisation et l'analyse de la dynamique au niveau des côtes de l'Ouest algérien.

Notre étude s'articule autour de quatre chapitres interdépendants : le premier chapitre qui présente une étude bibliographique, un deuxième chapitre montre les matériels et les méthodes utilisés pour accéder aux meilleurs résultats, un troisième chapitre sur les résultats et discussions de notre étude des phytoplanctons et enfin un dernier chapitre qui englobe une conclusion générale.

Chapitre I
Synthèse
bibliographique

I.1. Généralités sur les phytoplanctons

I.1.1. Définition

Le phytoplancton (du grec phyton ou plante et planktos ou errant) est constitué par l'ensemble du plancton végétal, c'est-à-dire des microorganismes photosynthétiques qui sont libres, passifs et en suspension dans la colonne d'eau. Il s'agit de cellules, colonies ou filaments qui ne peuvent pas nager et dont les mouvements dépendent de ceux de l'environnement aquatique et/ou qui sont motiles (flagellés ou ciliés) mais dont les déplacements sont restreints. La principale source d'acquisition de l'énergie s'effectue par phototrophie chez ces organismes, à partir de la lumière (photosynthèse = processus d'absorption des sels minéraux et du carbone sous forme de CO₂ et de rejet d'oxygène sous l'effet de la lumière). Les organismes qui se procurent l'énergie nécessaire à leur croissance et à leur reproduction en combinant les modes de nutrition autotrophe et phagotrophe sont qualifiés de «mixotrophes» (**Stinckney et al. 2000**).

Par ailleurs, de nombreuses cellules phytoplanctoniques (les chrysophycées par exemple) sont capables de réaliser la mixotrophie, c'est-à-dire qu'elles possèdent des capacités hétérotrophes et elles utilisent des substances organiques à la base de leur métabolisme ou sont même capables d'ingérer des bactéries (**Domaizon et al, 2003; Zubkoo et Tarran, 2008**).

Leur forme est extrêmement variée, la diversité morphologique étant souvent liée à une adaptation à la mobilité (flottaison, et mouvements verticaux) (**Zeitzschel, 1978**).

La chlorophylle a, un des pigments chlorophylliens, est le pigment majoritaire impliqué dans ce processus. Le phytoplancton se situe le plus souvent dans la couche supérieure éclairée des masses d'eau, dite zone euphotique dont la limite inférieure correspond à la profondeur recevant 1% de la lumière incidente.

I.1.2. Classification des phytoplanctons

I.1.2.1. Diatomées

- Description

La classe des diatomées (Bacillariophyceae) a longtemps été reconnue comme le groupe principal du phytoplancton marin. L'une des principales caractéristiques des diatomées 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 leur développement 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. Cette pellicule organique, vraisemblablement issue du processus de morphogénèse du frustule et de l'excrétion de mucilage, assure également sa protection contre les processus de dissolution de l'opale au pH basique de l'eau de mer. Le frustule et son revêtement organique sont percés de pores permettant le passage des éléments nutritifs à l'intérieur du protoplasme. Certaines espèces possèdent également un revêtement organique interne appelé couche diatopeptique. La production de mucilage est un phénomène courant chez les diatomées qui l'utilise en particulier pour attacher les cellules entre elles au sein des colonies ou pour permettre l'adhésion au substrat des espèces benthiques.

Il existe de 10.000 à 12.000 espèces de diatomées, toutes unicellulaires et très souvent coloniales dans le phytoplancton marin. Leur taille varie entre 2 μm et 2 mm mais elles représentent essentiellement la classe microplanctonique (**Figure 01**). Selon leur morphologie, 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. Les taxinomistes retiennent cependant aujourd'hui des schémas d'organisation plus complexe (**Round et al, 1990**).

Chez les diatomées, les pigments caractéristiques sont de deux types :

- Chlorophylles a et c.
- Caroténoïdes : β -carotène, fucoxanthine, diatoxanthine, diadinoxanthine

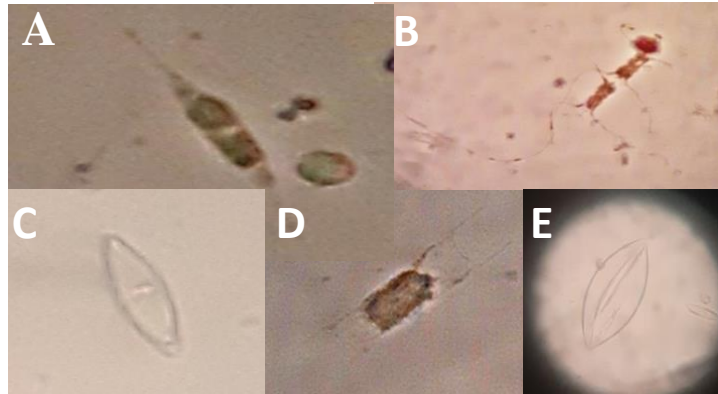


Figure 01: Quelques espèces diatomées courantes du phytoplancton marin. A : *Nitzschia longissima*.
B : *Chaetoceros sp.* C : *Navicula sp.* D : *Hemiaulus hauckii*. E : *Amphipora sp.*

- Cycle de vie des diatomées

Les Diatomées ont un cycle de vie essentiellement diplophasique. Les cellules diploïdes se multiplient par mitose pendant plusieurs mois, voire plusieurs années. Chacune des valves de la cellule parente devient l'épithèque d'une cellule-fille, qui secrète l'hypothèque correspondante. En conséquence, l'une des deux diatomées-filles est de taille inférieure à la diatomées initiale, alors que l'autre fille est de même taille. Par conséquent, au cours des divisions successives, des Diatomées plus petites apparaissent et l'une des lignées de descendantes voit sa taille diminuer à chaque génération (**Figure 02**). Cette diminution ne dure pas indéfiniment. En dessous d'un certain seuil (~ 30% de la taille initiale), ces cellules entrent en méiose et produisent des gamètes (le gamète mâle est la seule cellule flagellée du cycle), dont la paroi cellulaire ne comporte pas de frustule siliceux. Le zygote issu de la fusion des gamètes (auxospore) croît jusqu'à la taille maximale propre à l'espèce ou à la population avant de former un nouveau frustule (**Cyril, 2006**).

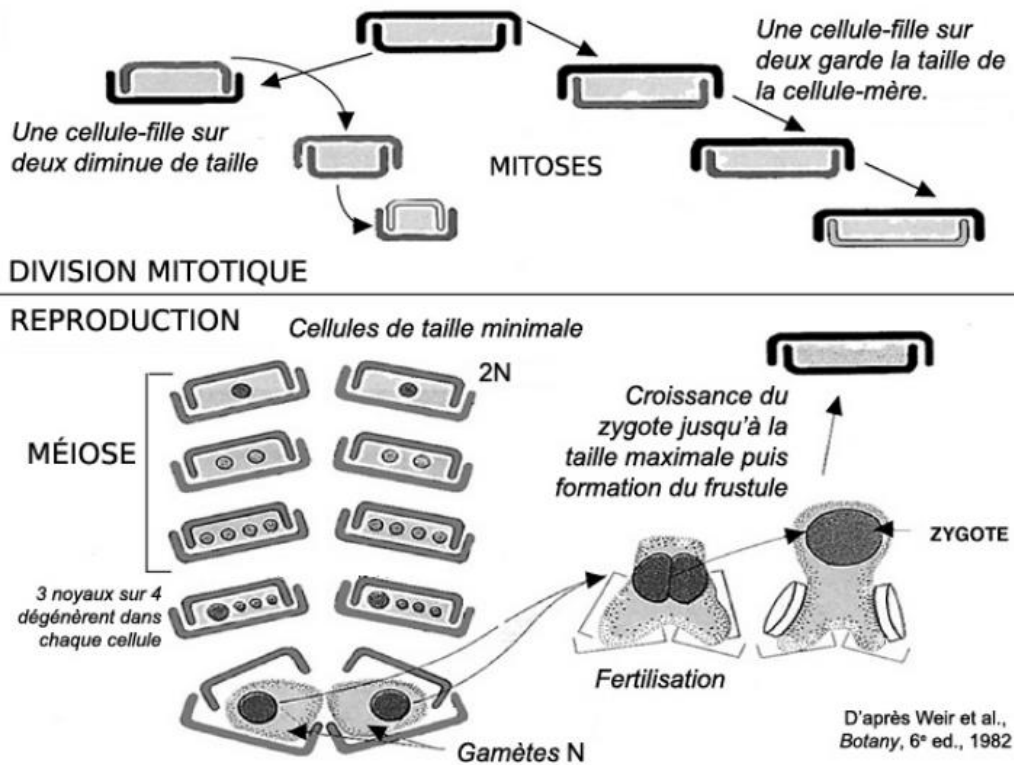


Figure 02 : Schéma de la division mitotique et de la reproduction méiotique des Diatomées (Cyril, 2006).

I.1.2.2. Dinoflagellés

- Description

Le terme "dinoflagellé" signifie littéralement "flagelle tournoyant". Les cellules possèdent deux flagelles, de nature protéique et capables de mouvements. Ces deux flagelles sont disposés à angle droit à l'intérieur de deux sillons; ils ont des structures et des rôles différents. Le premier flagelle est situé dans un sillon longitudinal : le sulcus, qui passe, sur l'un des côtés de la cellule, entre les plaques thécales du centre vers la partie postérieure (antapex) ; 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, assurant également 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 "tournoyer". 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 (**Figure 03**) tandis que, chez certaines espèces, la thèque disparaît dans certaines conditions environnementales. Les dinoflagellés armés possèdent deux ensembles de plaques composés de deux à 100 unités (**Figure 04**). Les bords des plaques se superposent et peuvent s'écarter, permettant ainsi l'expansion de la cellule. Les plaques sont agencées en formes variées, sphériques comme chez les Péridiniales ou encore allongées en forme de cornes chez les Cératiales. Chez les dinoflagellés armés, la forme et la disposition des plaques cellulosiques sont à la base de la classification.

La plupart des dinoflagellés sont de couleur brune mais certains peuvent être d'un vert brillant. L'analyse des pigments révèle la présence de chlorophylle a et c ainsi que de caroténoïdes divers : la dinoxanthine et la diadinoxanthine, notamment, ainsi que la péridinine qui est responsable de la coloration brune plus ou moins foncée de plusieurs espèces et qui est caractéristique de la classe. Certains dinoflagellés sont par ailleurs capables de se nourrir simultanément par autotrophie et par hétérotrophie, un mode de nutrition connu sous le terme de mixotrophie. (**Round et al, 1990**).

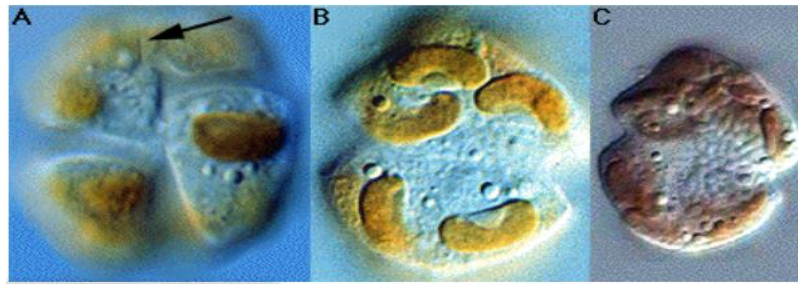


Figure 03: Exemple d'un dinoflagellé nu. (**Round et al, 1990**).

Gymnodinium mikimotoi : **A**) vue ventrale montrant un sillon apical; **B**) vue dorsale montrant les plastides à pyrénoloïde; **C**) vue ventrale montrant le noyau de forme elliptique.

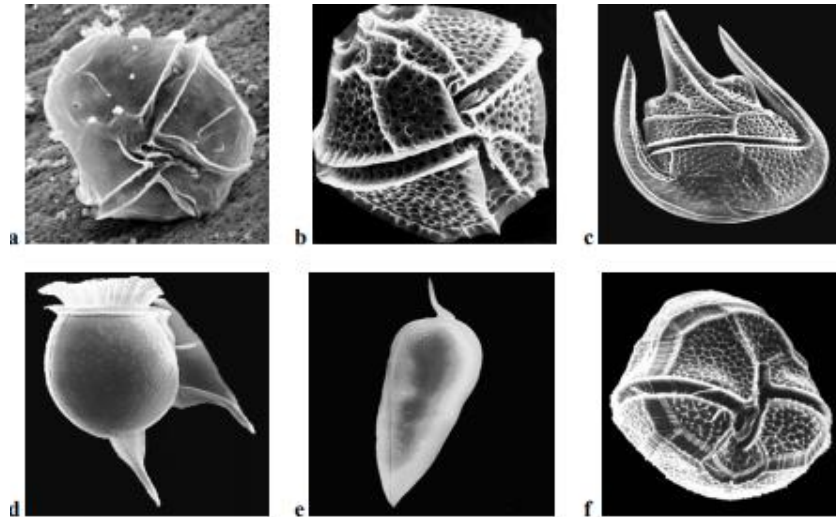


Figure 04: Exemples de dinoflagellés armés (clichés SEM). (Round et al, 1990).

- a) *Alexandrium tamarense*. b) *Gonyaulax polyedra*. c) *Ceratium cf. horridum*. d) *Dinophysis cf. caudata*. e) *Prorocentrum micans*. f) *Protoperidinium sp.*

- Cycle de vie des dinoflagellés

Le cycle de vie de plusieurs dinoflagellés comprend une phase haploïde végétative et une phase diploïde sexuée (**Figure 05**). Lors de la phase haploïde, les cellules végétatives présentes dans la colonne d'eau se divisent par mitose. La phase sexuée commence lorsque les cellules végétatives produisent des gamètes qui fusionnent pour former un planozygote, une grande cellule mobile à quatre flagelles. Le planozygote peut rester dans la colonne d'eau quelques jours, puis il perd ses flagelles et sa thèque et forme un kyste de dormance qui sédimente au fond. Après une période de dormance dans les sédiments (période de maturation physiologique durant laquelle les kystes de dormance ne peuvent pas germer), chaque kyste germe pour donner une grande cellule, peu pigmentée et mobile, le planoméiocyte, qui donnera deux cellules haploïdes par méiose. C'est le début d'une nouvelle phase végétative (**Anderson et Wall, 1978; Anderson et Morel, 1979**). La formation de kystes de dormance permet aux populations de dinoflagellés de survivre aux conditions défavorables. Les kystes présents dans les sédiments constituent un réservoir benthique pour l'initiation des efflorescences. Pendant la phase asexuée de leur cycle de vie, les cellules végétatives de certains dinoflagellés, tels que *Alexandrium*, peuvent s'enkyster temporairement, par exemple en réponse à des conditions environnementales défavorables. L'existence de ces formes de résistance temporaires permet aux cellules de supporter les fluctuations à court terme des conditions environnementales (température, salinité, turbulence) (**Anderson, 1998; Garcés et al, 2002**).

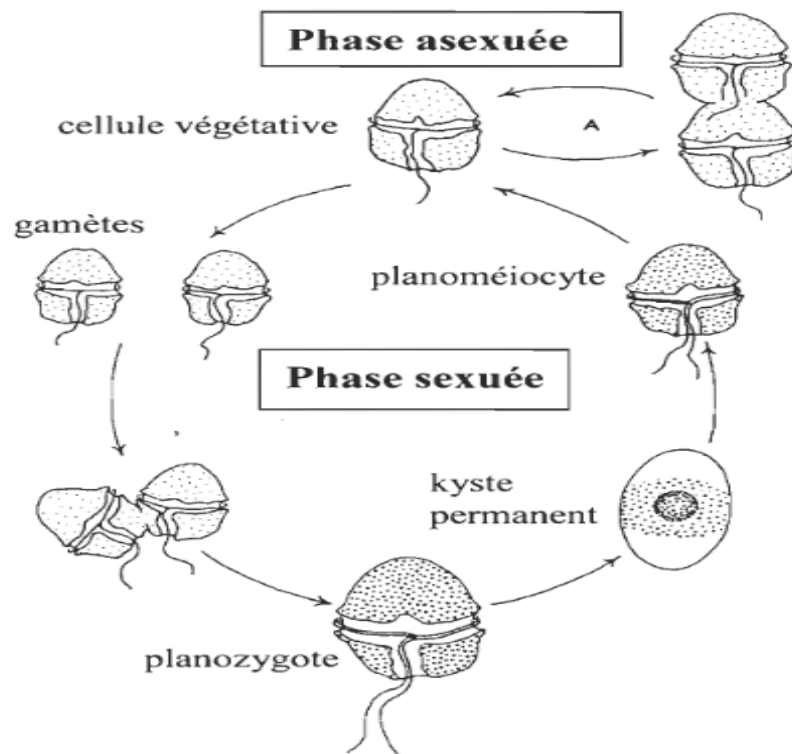


Figure 05 : Cycle de vie des dinoflagellés (Fritz et al, 1989).

I .1.2.3. Les prymnésiphytes

Ce sont généralement des micro-organismes unicellulaires mais certaines espèces de ce groupe forment des colonies de taille visible à l'œil nu (Phaeocystis par exemple). (Chrétiennot-Dinet, 1993). Les haptophytes tirent leur nom de la présence d'un organe particulier : l'haptonème. Il s'agit d'une structure en forme de pointe insérée entre des deux flagelles (Figure 06).

L'haptonème était autrefois considéré comme un troisième flagelle mais sa structure est tout à fait différente de celle d'un flagelle et sa fonction reste inconnue.

Les pigments caractéristiques sont :

- chlorophylles a, c1 et c2,
- caroténoïdes : β -carotène, fucoxanthine, diadinoxanthine.

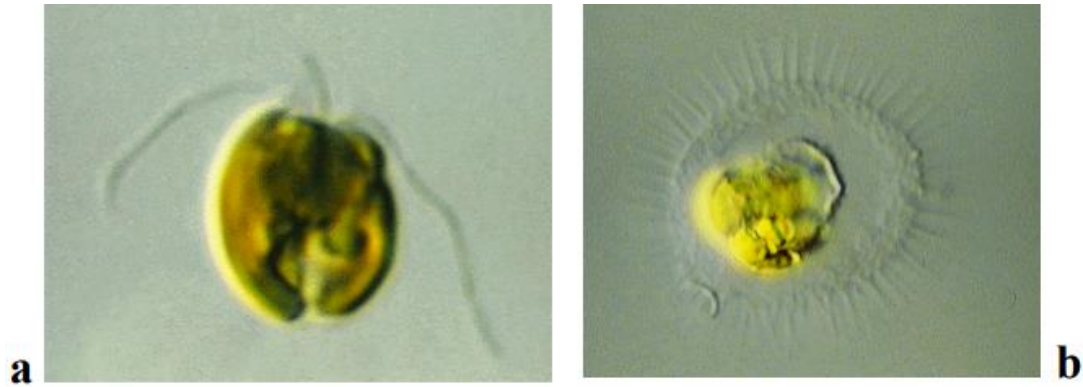


Figure 06: illustrations de la morphologie cellulaire des prymnésiphyées (**Bernard, 2013**).

- a) *Prymnesium sp.* présentant un haptonème visible entre les deux flagelles;
 b) *Chrysochromulina sp.* Dont la surface cellulaire est revêtue d'écailles épineuses.

I .1.2.4. Les Silicoflagellés

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 (**Figure 07**) ; (**Carter, 2007**).

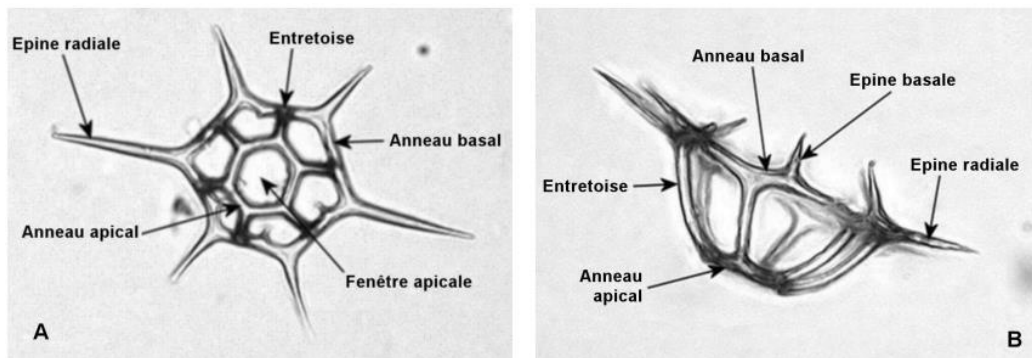


Figure 07 : Structure de l'endosquelette d'un silicoflagellé actuel, *Distephanus speculum* (**Carter, 2007**).

I.1.2.5. Nanoflagellés

La majorité des espèces de nanoflagellés est représentée par de petites cellules sphériques ou en forme de goutte pratiquement impossibles à identifier dans les comptages de routine (identification) (**Figure 08**).



Figure 08: Morphologie cellulaire de *Cryptomonas sp.* (photos. I. Inouye).

Tableau I : Classification simplifiée des organismes phytoplanctoniques (Margullis & Schwartz, 1998 ; Van den Hoek et al, 1995).

Super-règne	Règne (sous règne)	Division	Classe (nom usuel)	
PROKARYA (procaryotes)	Bactéries (Eubactéries)	Cyanobactéries	Cyanobactéries (cyanophycées)	
		Dinophyta	Dinopyceae (dinoflagellés)	
	Protoctistes (protistes)	heterokontophyta	chrysophyceae	(chrysophycées)
			Bacillariophyceae = Diatomophyceae (diatomées)
			Dictyochphyceae (silicoflagellés)
Raphidophyceae	(chloromonadines)			
EUKARYA (eucaryotes)		Prymnesiophyta = Haptophyta	Prymnesiophyceae = Haptophyceae (prymnésiohycées ou haptophycées)	
		Cryptophyta	Cryptophyceae (cryptophycées)	
		Chlorophyta	Chlorophyceae (chlorophycées)	
			Prasinophyceae (prsinophycées)	

I .2. Organisation des groupes fonctionnels

Le concept de groupe fonctionnel a ainsi d'abord été défini en écologie terrestre. Pour ce qui nous intéresse, on peut donc définir au sein du plancton, en se basant sur la taille et les interactions chimiques existant entre les espèces planctoniques et leur environnement, un certain nombre de groupes fonctionnels, également appelés 'guildes' ou 'types fonctionnels en anglais ('Plankton Functional Type') (**Lavorel et al, 1997**).

I .2.1. Groupe 1 : Plancton siliceux (les diatomées)

Ce groupe intervient dans le cycle du silicium. Les diatomées font partie du micro-phytoplancton. Elles sont généralement parmi les organismes dont la taille (diamètre >10 µm) est la plus importante des assemblages phytoplanctoniques et sont reconnues comme ayant un taux de croissance rapide et une faible affinité pour les nutriments. Ces propriétés font des siliceux le groupe dominant dans les environnements côtiers, turbulents et enrichis en nutriments par des apports terrestres (**Falkowski et al, 2004**).

I .2.2. Groupe 2 : Plancton calcifiant

Ce deuxième groupe joue un rôle important sur le cycle des carbonates et sur l'alcalinité du milieu, en lien avec le changement climatique et en particulier l'acidification des milieux aquatiques. En effet, ces organismes utilisent les ions bicarbonates (HCO_3^-) pour former, par l'intermédiaire de la calcification ($\text{Ca}^{2+} + 2\text{HCO}_3^-$) des carbonates de calcium (CaCO_3). C'est le cas des coccoliphoridés dont fait partie l'espèce *Emiliana huxleyi* (**Wolf et al, 1999**).

I .2.3. Groupe 3: Plancton Diazotrophe

Certains organismes phytoplanctonique sont capables d'utiliser directement l'azote atmosphérique comme source d'azote additionnelle ou principale. Le plus connu des organismes diazotrophes est la Cyanobactérie du genre *Trichodesmium* (**Zehr et al, 2001**).

I .3. Ecologie des phytoplanctons

Le phytoplancton a une plasticité écologique importante. Ces espèces se retrouvent dans l'eau douce, saumâtre ou salée. Quelques espèces sont recensées dans les eaux thermales tandis que d'autres tolèrent les basses températures des lacs arctiques et antarctiques. Certaines espèces vivent en association avec d'autres animaux tels que les protozoaires, les spongiaires et les ascidies (endozoïques).

De plus ces organismes vivent en symbiose avec des champignons et des algues vertes pour formés les lichens. Les planctons aquatiques se fixent a divers substrats : roches, corail, algues, animaux et se développent même à l'intérieur des sédiments, en zone benthique. Les phytoplanctons sont une remarquable adaptation à la température et une excellente adaptabilité aux variations lumineuses grâce à une composition pigmentaires qui leur permet d'utiliser une large gamme du spectre lumineux. Dans les milieux aquatiques, la prolifération en masse des cyanobactéries forme une efflorescence appelée bloom cyanobactérie.

Ces couches parfois très épaisses et éventuellement écumeuses apparaissent à la surface de l'eau avec une durée assez variable, de quelques heures à plusieurs mois. Ces efflorescences sont le plus souvent dominées par une ou un petit nombre d'espèces, possédant pour la plupart d'entre elles des vésicules à gaz (**Figure 09**) (**Bensafia, 2005**)



Figure 09 : bloom phytoplanctonique.

Source : www.chtipecheur.com/le-bloom-de-phytoplancton-marin

I .4. Impacts des facteurs physico-chimiques sur la dynamique planctonique

I .4.1. Température

La température est l'un des plus importants paramètres physiques du milieu marin. En effet, elle influe, non seulement, sur le nombre des êtres vivants présents aux différentes profondeurs, mais aussi sur le climat des terres voisines et sur la densité de l'eau, dans ce cas, elle est à l'origine de certains courants (**Giacomini et al, 1984**).

Elle joue un rôle essentiel et permet de définir les zones biogéographiques (**Collignon, 1991**).

La température des océans est directement liée aux échanges thermiques entre les masses d'eaux océaniques et l'environnement (**Levitus , 2001. Levitus et al, 2003**).

Ce facteur important du métabolisme, de la physiologie des organismes marins végétaux joue un rôle, non moins, important sur les variations de la viscosité du milieu, donc sur le mouvement des masses d'eau et le comportement du plancton ; il a un comportement saisonnier étroitement lié à celui du milieu environnant (**Touahria, 1999**).

I .4.2. Potentiel d'Hydrogène (pH)

Le pH est un paramètre important dans l'étude des milieux aquatiques (**Khatabi, 2002**), Il est par définition, une mesure de l'activité des ions H⁺ contenus dans une solution aqueuse:
 $\text{pH} = - \log [\text{H}^+]$ (**Henery et Beaudry, 1992**).

L'eau de mer est faiblement alcaline (basique), son pH moyen est de 8,2 avec des variations entre 7 et 8,4, il est principalement fixé par la présence des carbonates, [CO₂-HCO₂-CO₂] (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

I .4.3. Salinité

La Méditerranée est une mer très salée, car l'évaporation y est intense et les apports d'eau douce sont peu importants, la salinité entraîne une modification de la densité. En effet, plus une eau est salée, plus elle est dense. La salinité superficielle, dans ses grandes lignes, suit la même évolution que la température ; elle est, aussi, soumise aux variations liées aux conditions atmosphériques et aux apports d'eau douce (**Touahria, 1999**).

I.4.4. Oxygène dissous

La teneur en oxygène varie dans le milieu marin en fonction de la température et de la salinité. Elle dépend aussi de l'activité biologique telle que la production d'oxygène par les végétaux autotrophes (**Touahria, 1999**).

I.4.5. Nutriments

Les nutriments essentiels sont considérés comme des éléments chimiques pouvant être décelés dans l'eau de mer, mais évidemment, à des concentrations très différentes (**Kornprobst, 2005**). pour le développement planctonique et en particulier pour le compartiment bactérien et phytoplanctoniques et qui sont : le phosphore, l'azote et le silicium. Les évènements climatiques et la courantologie interviennent dans l'apport et la distribution des nutriments dans le milieu. Les communautés phytoplanctoniques sont directement influencées par la quantité de nutriments disponibles dans le milieu (**Thingstad et al, 1998**).

Parmi les éléments essentiels au développement du phytoplancton, on retrouve l'azote sous toutes ses formes (NH_4^+ , NO_3 , NO_2) et le phosphore. Un enrichissement modéré en nutriments favorise la production biologique en eaux côtières. En revanche, lorsqu'il devient trop important, il peut entraîner une eutrophisation du milieu. Ce phénomène d'eutrophisation peut engendrer divers effets négatifs sur l'écosystème, comme par exemple, une diminution de l'énergie lumineuse disponible dans la zone euphotique. En outre, la décomposition de la matière organique associée à la forte biomasse phytoplanctonique peut créer un déficit en oxygène dans la colonne d'eau et dans le sédiment (hypoxie-anoxie) (**Gailhard, 2003**).

I.5. Rôle du phytoplancton

L'importance du phytoplancton dans les milieux aquatiques est due à :

- Sa capacité de synthétiser des hydrates de carbone et de l'oxygène, à partir des éléments minéraux dissous dans l'eau et de l'énergie lumineuse (**Stumm et Morgan, 1996**).
- Lors de la photosynthèse, le phytoplancton est capable de fixer en milieu marin entre 20.109 et 55.109 tonnes de carbone (**Mann et Lazier, 1966**).
- Être à la base de la chaîne trophique pélagique, il est responsable d'une part essentielle de la production primaire dans les milieux aquatiques (**Reynolds, 1998**). de ce fait il conditionne la production de poissons, de moules, d'huîtres, de crevettes et d'autres produits (**Hansen et al, 2001**).

- Leur propriété d'absorber le CO₂ pour rejeter l'oxygène en présence de lumière les met à la pointe de l'actualité en ce qui concerne leur rôle éventuel sur une diminution de l'effet de serre.
- Leur propriété d'absorber le CO₂ pour rejeter l'oxygène en présence de lumière les met à la pointe de l'actualité en ce qui concerne leur rôle éventuel sur une diminution de l'effet de serre.
- Parmi les milliers d'espèces décrites dans les eaux marines mondiales, moins d'une centaine peuvent être toxiques pour les autres espèces marines ou pour les consommateurs de produits marins contaminés.
- A partir de cultures de phytoplancton, de nombreuses applications sont possibles, aussi bien en aquaculture, pour la nourriture des espèces cultivées, (larves et/ou adultes de mollusques, crustacés, poissons) qu'en biotechnologie comme la cosmétologie, la recherche de bio-carburant.

I.6. Domaines d'Applications des phytoplanctons

Au vu de leur biodiversité et leurs propriétés physiologiques et biochimiques, les phytoplanctons se révèlent très prometteuses pour de nombreuses applications dans des domaines variés.

I.6.1. Domaine agricole

Outre l'intérêt écologique considérable comme agents épurateurs des eaux usées. En agriculture, les micro-algues sont principalement utilisées comme engrais biologique pour la fertilisation des sols pauvres, les algues sont transformées en poudre épandues sur le sol. En effet les micro-algues favorisent la croissance des plantes, la résistance aux maladies et produisent des substances protectrices contre les agressions par les gastéropodes. En outre les microalgues sont utilisées comme ingrédient dans la fabrication d'aliment pour le bétail, les fuciales sont utilisées comme additifs alimentaires pour leurs qualités digestives. Elles sont transformées en farines mélangées à la nourriture des animaux d'élevage (**Abadli et Harkati, 2015**).

I.6.2. Domaine alimentaire

Parmi les espèces d'algues riches en protéines et en acides gras essentiels, à intérêt agroalimentaire, nous citerons tout particulièrement les spirulines : algue halotolérante extrême du groupe des Cyanobactéries et deux Chlorophytes : *Chlorella* et *Scenedesmus*. Les micro-algues dans l'alimentation sont bénéfiques, outre leurs propriétés épaississantes, gélifiantes ou stabilisantes, bien connues et largement utilisées par des industries agroalimentaires, elles ont aussi des propriétés nutritionnelles intéressantes en alimentation humaine ; Les micro-algues produisent aussi une certaine catégorie de produits chimiques qui leurs sont propres: Agaragar, Alginates, Carraghénanes et bien d'autres polysaccharides (**Chader et Touzi, 2001. Becerra, 2009**).

I.6.3. Domaine cosmétique

Les micro-algues utilisées par la filière cosmétique sont souvent les mêmes que celles utilisées pour les applications alimentaires. Cependant, les travaux de recherche mettent en évidence de nouvelles applications pour de nouvelles espèces. Le marketing joue un rôle important dans l'industrie des cosmétiques, les micro-algues sont souvent utilisées afin de véhiculer une image de produits naturels apportant les bienfaits de la mer (**Le et al, 2014**).

I.6.4. Domaine pharmaceutique

Les principes actifs extraits des microalgues sont utilisés comme anti-inflammatoire œsophagien, pour lutter contre l'embonpoint, pour leurs effets laxatifs ou encore pour les pansements, pour les microalgues peuvent être utilisées dans une amélioration du confort des diabétiques. En effet certains polysaccharides issus des microalgues peuvent moduler l'absorption intestinale du glucose et la réponse insulínique à l'alimentation d'autres produisent des antibiotiques comme *Stichochrysis* (**Gana, 2014**).

I.6.5. Domaine énergétique

Les microalgues sont des espèces aquatiques à structures relativement molles. Elles sont totalement dépourvues de lignines, ce qui pourrait en faire une biomasse très avantageuse pour un certain nombre de fermentations telles que la production de méthane ou même d'alcools à des fins énergétiques. (**Chader et Touzi, 2001**).

I.6.6. Domaine de l'environnement

Les principales applications environnementales du phytoplancton sont traitement des eaux usées (capacité assimilation de nombreux nutriments nécessaires à leur croissance les microalgues représentent une solution intéressante pour éliminer ces éléments). Certains genres des Cyanobactéries peuvent être utilisés comme engrais naturels dans les rivières grâce à leurs capacités de fixation de l'azote atmosphérique par des hétérocystes **(Roger, 1996)**.

Certaines espèces du phytoplancton, peuvent être utilisées comme des indicateurs de pollution, ainsi *Chamaesiphon polonius* et *Calothrix* sp. Sont caractéristiques des eaux non polluées, par contre *Oxillatoria chlorina* et *Spirulina jeneri* peuvent survivre dans les milieux très pollués et pauvres en oxygène. Cependant *Phormidium* sp est présent dans les eaux moyennement polluées **(Champiat et Larpent, 1994)**.

I.7. Toxicité et sécurité sanitaire

Certaines espèces phytoplanctoniques produisent des phycotoxines, qui sont accumulées par les organismes phytoplanctonophages « les mollusques bivalves, gastéropodes, crustacés, ainsi que certains poissons ». Ces organismes jouent le rôle de vecteurs sains. Ils ne sont pas affectés par ces toxines, mais sont toxiques pour les consommateurs secondaires dont l'Homme. **(Gailhard, 2003)**.

Les différents types d'intoxications associées à des efflorescences algales toxinogènes est les suivants :

- Intoxications amnésiantes par les fruits de mer (ASP). Causée par la prolifération des Diatomées Pénales du genre *Pseudo-nitzchia*
- Intoxications paralysantes par les fruits de mer (PSP). Intoxication causée par des Dinoflagellés du genre *Alexandrium*
- Intoxications neurologiques par les fruits de mer (NSP). Intoxication associée à l'espèce de Dinoflagellés *Karenia brevis*.
- Intoxications diarrhéiques par les fruits de mer (DSP). Les toxines responsables sont produit par des Dinoflagellés appartenant, principalement, aux genres *Dinophysis* et *Prorocentrum*

- Toxines cyanobactériennes. Les principales espèces responsables des blooms cyanobactériens sont : *Trichodesmium thiebautii*, *T. erythraeum* et *Oscillatoria sp.*

Chapitre II
Partie
expérimentale

II.1. Présentation de lieu de stage

Le Centre National de Recherche et de Développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) situé à Rue Boulevard Colonel Amirouche Bouismail, Tipaza est l'unique institution de recherche en Algérie spécialisée dans le domaine de la pêche et de l'aquaculture. Le CNRDPA, établissement public à caractère scientifique et technologique (EPST) a été créé en 2008 suite à la restructuration du Centre National d'Etudes et de Documentation pour la Pêche et l'Aquaculture CNDPA. Le CNRDPA s'attèle à développer des connaissances scientifiques et des outils d'aide à la décision pour un développement durable des activités de la pêche et de l'aquaculture et ce tout en préservant les ressources naturelles et l'environnement. <https://www.cnrdfa.dz>

II.2. Présentation de la zone d'étude**II.2.1. Présentation générale du contexte de l'étude**

Le Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA), organise chaque année deux campagne d'évaluation des ressources halieutiques (ALPEL et ALDEM) l'une concerne le pélagique et l'autre le benthique ou démersal.

Les différentes campagnes sont menées par un groupe de chercheurs du Centre, elles ont concernées les zones de pêche des côtes algériennes entre 20 et 800 mètres de profondeur (plateau et talus continentale) du cap Segleb frontière Algéro-tunisienne à oued Kiss frontière algéro-marocaine.

II.2.2. Situations géographiques des zones étudiées

La zone d'étude est située dans le bassin de la méditerranée occidentale côte sud, des échantillons d'eau ont été réalisés le long de la côte algérienne (**Tableau II**). Pour des raisons de temps nous avons traité une partie des échantillons qui concerne la partie ouest entre Marsa Ben M'hidi et Tipaza (**Figure 10**).

Tableau II : Situations géographique des zones étudiées.

N° de pêche	Date	Latitude	Longitude	Lieu
1	29/07/2021	36°36,537 N	02°28,287 E	Tipaza pp 9
2	04/08/2021	36°08,759N	00°12,801 E	Mostaganem pp11
3	04/08/2021	36°00,716 N	00°04,779 w	Mostaganem pp13
4	05/08/2021	35°56,080 N	00°13,705 w	Oran pp13
5	06/08/2021	35°39,256 N	01°07,357 w	Bouzdjar pp14
6	06/08/2021	35°29,390 N	01°14,348 w	Benisaf pp15
7	07/08/2021	35°20,032 N	01°22,132 w	Benisaf pp16
8	09/08/2021	35°07,723 N	02°07,338 w	Marsa Ben M'hidi pp18



Figure 10 : Carte satellitaire présente les sites de prélèvement de notre étude. (Google Maps, 2022).

II.3. Stratégies et méthodes d'échantillonnage

Un plan de campagne a été établi par les chercheurs chargés de la réalisation de la campagne d'évaluation des ressources halieutiques, ce plan s'organise selon un nombre défini de radiales qui s'étendent sur toute la côte algérienne en fonction des wilayas et des zones de pêche. Les traits de Chaluts ont été définis selon l'importance des zones de pêche.

Pour l'étude de la dynamique du phytoplancton un prélèvement a été programmé au bout de chaque radial.

II.3.1. Matériel de prélèvement utilisé

II.3.1.1. Filet à plancton

Le prélèvement a été réalisé à l'aide d'un filet à plancton de marque « Hydro-Bio KIL » (**Figure 11**) de forme conique, soutenu par une embouchure circulaire de 20 cm de diamètre. La partie flottante du filet est constituée de soie à bluter de 55 μm , de vide de maille. Les échantillons d'espèces phytoplanctoniques sont recueillis dans un collecteur de 50 ml. Il est important de signaler, que le filet à plancton utilisé ne peut prendre que les espèces qui dépassent la taille de 55 μ de diamètre de maille.



Figure 11: Filet à plancton de marque « Hydro-Bio KIL».

II.3.1.2. Bouteille à renversement

Le prélèvement d'eau de mer s'effectue à l'aide d'une bouteille de prélèvement de type (Niskin), d'une capacité de trois litres. Elle est constituée d'un cylindre ouvert aux deux extrémités, que l'on ferme à distance. La bouteille est placée sur le câble d'un mécanisme de fermeture qui se déclenche sous le choc du messenger métallique que l'on laisse coulisser le long du câble (**Figure 12**).



Figure 12 : Bouteille à renversement de type (Niskin).

II.3.1.3. Sonde CTD de type (SAE-BID SBE19 plus)

Permet de réaliser des mesures de pression, température et salinité de l'eau de mer (**Figure 13**)



Figure 13 : Sonde CTD de type (SAE-BID SBE19 plus).

II.3.2. Fixation et conservation des échantillons

Les échantillons ont été fixés sur le terrain immédiatement à l'aide d'une solution de Lugol. Ensuite les échantillons sont transportés au laboratoire pour être analysés. Avant leurs analyses les bouteilles sont conservées dans un milieu frais à l'abri de la lumière afin d'éviter la décoloration et la détérioration des cellules.

En effet ; le stockage à basse température ralentit la vitesse des processus physiques et chimiques ce qui préserve la qualité de l'échantillon. Le stockage à l'obscurité permet d'éviter la photo-oxydation.

II.4. Matériel utilisé au laboratoire

Il faut disposer

- microscope inversé de type OPTIKA B150 (**Figure 14**).
un microscope inversé est un type de microscope qui comprend une source de lumière avec un condensateur sur le dessus, placé au-dessus de la platine du microscope pointant vers le bas, et un ensemble de lentilles d'objectif placées sous la platine pointant vers le haut.

000Cuve de sédimentation pour chambre d'Utermöhl (100 ml) (**Figure 15**).

- Lamelles de verre pour recouvrir la chambre d'Utermöhl.
- Des pipettes graduées de 1, 10 ml.
- Appareil photo numérique (téléphone portable).



Figure 14: Microscope inversé de type OPTIKA B150.

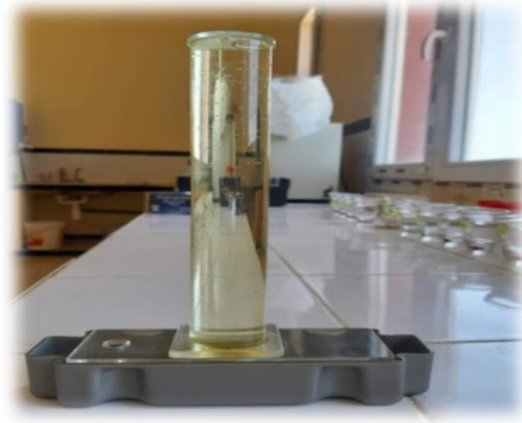


Figure 15 : Chambre Utermöhl.

II.5. Préparation de l'échantillon

- Les différents éléments constituant la chambre de sédimentation (support, colonne, lames de verre) doivent être propres et secs.
Pour cela un nettoyage à l'éthanol et un séchage entre deux utilisations est nécessaire.
- L'échantillon et la chambre de sédimentation doivent être mis à la même température, ambiante en général, afin de permettre une sédimentation aléatoire du phytoplancton dans la chambre de sédimentation. Cela est d'autant plus nécessaire que l'échantillon était conservé au froid.
- L'échantillon est alors doucement agité pendant au moins une minute afin d'homogénéiser son contenu, quelques minutes peuvent s'avérer nécessaires lorsque des agglomérats subsistent dans l'échantillon, puis un sous-échantillon est versé dans la chambre de sédimentation.
- La chambre ainsi remplie, doit être laissée à l'obscurité à température ambiante et dans un lieu sans vibration afin de permettre une sédimentation correcte de l'échantillon.
- Le temps de sédimentation dans les cuves à décantation est variable, des temps de **24, 18** heures ou moins. Pour notre étude on a fait la sédimentation pendant **24 h**.
- à la fin de cette phase de sédimentation, faire glisser la partie supérieure de la chambre (la colonne) et placer une fine lame en verre sur la chambre de comptage pour la fermer. Il faudra éviter d'emprisonner des bulles d'air qui peuvent gêner le comptage.

II.6. Observation

L'analyse des échantillons se fait au microscope inversé qui a permis de caractériser la composition taxinomique et la richesse des espèces où nombre de taxon présents dans les échantillons.

L'observation doit s'effectuer par étape pour permettre de dénombrer les différentes organisations cellulaires (unicellulaire, filament ou colonie) et ainsi obtenir une meilleure fiabilité (**Figure 16**).



Figure 16 : Observation des espèces phytoplanctoniques au microscope inversé.

II.7. Dénombrement

Effectué sur une surface adéquate (toute la surface de la chambre, ($\frac{1}{2}$ ou $\frac{1}{4}$ de la chambre selon le cas pour les colonies et sur $\frac{1}{4}$ de la chambre). Avec un bon balayage de toute la cuve en notant les noms des taxons et leurs effectifs trouvée sur un cahier (Relevé phytoplanctonique) (**figure 17 Annexe 1**).

Le résultat final du dénombrement dans la chambre de sédimentation est converti pour obtenir une concentration en nombre de cellule par litre.

II.8. Identification

Des cellules reposent sur l'observation microscopique des caractères généraux et des attributs morphologiques remarquables des cellules, soit par comparaison aux documents de référence en s'appuyant aussi sur les textes d'accompagnement des illustrations, soit à l'aide de clés d'identification.

II.9. Archivage des données

Afin de permettre l'utilisation ultérieure des données acquises sur le compartiment phytoplanctoniques des plans d'eau, l'archivage des données brutes minimales doit être sous forme informatique et de la forme suivante :

- un tableau ou document reprenant les données générales sur le plan d'eau et la station de mesure (caractéristiques, localisation GPS,...).
- un tableau récapitulatif des valeurs de physico-chimie par campagne : valeur de Secchi, épaisseur de la zone euphotique, profils de température, pH, conductivité, oxygène dissous, chlorophylle (éventuellement), avec les heures de mesures.
- un tableau contenant le résultat de l'observation (nom de l'opérateur, date,...) et du comptage phytoplanctoniques : codes Sandre des taxons, codes 6 lettres des taxons, noms des taxons avec leurs noms d'auteurs, nombres de cellules comptées ainsi que les biovolumes des taxons identifiés.

II.10. Etude qualitative du phytoplancton

L'échantillonnage ainsi prélevé, renseignera sur la présence ou l'absence d'espèces et pourra aider à repérer des espèces rares. De nombreuses espèces ou individus peuvent échapper aux filets les plus fins. Des colonies peuvent être perturbées par le filet et certaines espèces fragiles pourront éclater suite à une pression excessive.

Toutefois, les échantillons sont excellents aux fins d'études taxinomiques, à cause du grand nombre de spécimens recueillis (**Findlay et Kling, 1979**).

Pour l'étude qualitative, l'identification des espèces des échantillons (récoltés par filtration inverse sur filet à plancton de 50µm de vide de maille), a été faite au microscope inversé, aux grossissements 10, 40 ou 100 selon les espèces.

II.11. Etude quantitative du phytoplancton

Il existe plusieurs méthodes éprouvées, pour prélever des échantillons quantitatifs de phytoplancton, non concentrés, tirés d'un volume d'eau connu. La méthode la plus commune consiste à mouiller un échantillonneur à une profondeur précise comme PVC NISKIN, qui recueille des volumes d'eau constants (d'un à six litres). La densité du phytoplancton étant faible en Méditerranée, il est nécessaire de prélever et de concentrer plusieurs litres d'eau pour avoir une bonne représentation de la communauté phytoplanctonique (**Rossi, 2008**).

Dans le présent travail, nous avons réalisé un prélèvement cumulé sur toute la colonne d'eau, 8 prélèvements à 8 profondeurs différentes ont été réalisés.

II.12. Méthodes d'analyses utilisées

A partir des échantillons d'eau brute fixés au Lugol ; un sous échantillonnage de 100 ml a été réalisé après agitation et homogénéisation ; on la laisse se sédimer dans une cuve d'hotermol pendant 24 h ; on garde que le volume qui se trouvent dans la chambre de sédimentation et on se débarrasse du reste ; et à partir de cette petite quantité on fait notre analyse quantitative et qualitative en même temps.

L'identification du phytoplancton est réalisée, selon les clés d'identification proposées par Bourrelly, basées sur les caractères morphologiques (**Bourrelly, 1966, 1968, 1970 et 1985**).

II.12.1. Analyse qualitative

Elle basée sur des critères, parmi les on cite :

II.12.1.1. Méthodes uni variées

A. Richesse spécifique

La Richesse spécifique S est représentée par le nombre total ou moyen d'espèces recensées par unité de surface.

S = nombre d'espèces de la zone d'étude

Cet indice **S** peut être utilisé pour analyser la structure taxonomique du peuplement, il permet également de distinguer :

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

B. Indices de diversité

Les indices de diversité constituent une autre piste pour caractériser la composition du phytoplancton et l'évolution temporelle de sa biodiversité. Un indice de diversité exprime l'importance relative du nombre des espèces abondantes dans un milieu donné. Son expression est en fonction de deux paramètres : le nombre d'espèces et le nombre d'individus par espèce. Un indice de diversité présente une valeur minimale quand tous les individus appartiennent à la même espèce, et une valeur élevée quand la diversité est élevée.

- ✓ Indice de Shannon-Wiener (H') et indice d'équitabilité de Pielou (J')

L'indice de Shannon-Wiener est le plus couramment utilisé et est recommandé par différents auteurs (**Gray et al, 1992**). Cet indice est basé sur la théorie de l'information. « Un évènement apporte à un observateur d'autant plus d'information, en se réalisant, qu'il était improbable au départ » (**Frontier et al, 2004**). Il est donné par la formule suivante :

$$H' = - \sum_i^s p_i \log p_i$$

Où :

p_i = abondance proportionnelle ou pourcentage d'importance de l'espèce : $p_i = n_i/N$;

S=nombre total d'espèces;

n_i = nombre d'individus d'une espèce dans l'échantillon;

N = nombre total d'individus de toutes les espèces dans l'échantillon.

L'indice de Shannon permet d'exprimer la diversité en prenant en compte le nombre d'espèces et l'abondance des individus au sein de chacune de ces espèces. Ainsi, une communauté dominée par une seule espèce aura un coefficient moindre qu'une communauté dont toutes les espèces sont codominantes. La valeur de l'indice varie de 0 (une seule espèce, ou bien une espèce dominant très largement toutes les autres) à $\log S$ (lorsque toutes les espèces ont même abondance) (**Grall et Coïc, 2006**).

L'indice de Shannon est souvent accompagné par l'indice d'équitabilité de Pielou dont la formule est la suivante :

$$J' = H' / H_{\max}$$

Avec :

$H'_{\max} = \log S$ (S= nombre total d'espèces).

L'indice d'équitabilité permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces, indépendamment de la richesse spécifique. Sa valeur varie de 0 (dominance d'une des espèces) à 1 (équirépartition des individus dans les espèces). Ces deux indices restent dépendants de la taille des échantillons et dépendant du type d'habitat. Leur valeur est relativement basse dans les eaux de transition comme les lagunes, deltas ou estuaires, même lorsqu'ils ne sont pas perturbés. Il reste ainsi, difficile d'en faire un descripteur de l'état d'un milieu, à moins de déterminer au préalable des valeurs seuils pour chaque type d'habitat et pour une surface échantillonnée donnée, ainsi que l'ont proposé **Simboura et Zenetos (2002)**.

- ✓ Indice de Simpson et indice de diversité de Simpson:

Cet indice a été proposé par Simpson (1965) et Pielou (1969). Il mesure la probabilité que deux individus sélectionnés au hasard appartiennent à la même espèce. Pour un échantillon fini, on calcule de la manière suivante :

$$L = \frac{\sum [ni(ni - 1)]}{[N(N - 1)]}$$

Où :

n_i = nombre d'individus dans l'espèce i ;

N = nombre total d'individus.

L'Indice de Simpson correspond à la probabilité que deux individus tirés au hasard appartiennent à la même espèce. Il est calculé à partir des effectifs spécifiques. Lorsque la diversité est maximale, sa valeur est 0, lorsque la diversité est minimale la valeur tend vers 1.

II.12.1.2. Méthodes graphiques

- Diagramme rang-fréquences et successions écologiques

Le degré d'organisation de la communauté dans l'écosystème peut être caractérisé par des Diagrammes Rangs-Fréquences (DRF). Ceux-ci permettent de représenter la structure d'un peuplement et d'en distinguer, au cours de son évolution, les différentes phases d'une succession écologique (**Frontier, 1969, 1976**). De tels diagrammes sont obtenus par présentation en coordonnées logarithmiques de la fréquence relative et du rang classé par ordre décroissant de chaque espèce. La fréquence relative est calculée à partir des effectifs spécifiques. Sachant qu'un peuplement peut se trouver à trois stades de maturité (**Figure 18**) (**Frontier, 1976**).

- Stade 1 dit « pionnier » ou « début de succession », faiblement diversifié. La courbe montre une allure concave vers le haut dans sa partie gauche, indiquant une prédominance d'un très petit nombre d'espèces. La courbe subit une inflexion et devient convexe dans sa partie droite.

- Stade 2 de début de maturité du système, diversité maximale. La courbe devient entièrement convexe, se rapprochant de la distribution en bâton brisé.
- Stade 3 dit « climacique » ou « fin de succession » avec diminution de la diversité. La courbe devient sensiblement rectiligne par augmentation des espèces les plus abondantes du peuplement précédent. On peut observer une flexure vers le bas dans la partie gauche avec la disparition de quelques espèces de derniers rangs. Un peuplement stressé par une pollution ou par un facteur abiotique très contraignant sera au stade 1, rarement au stade 2 alors qu'un peuplement stable sera au stade 3.

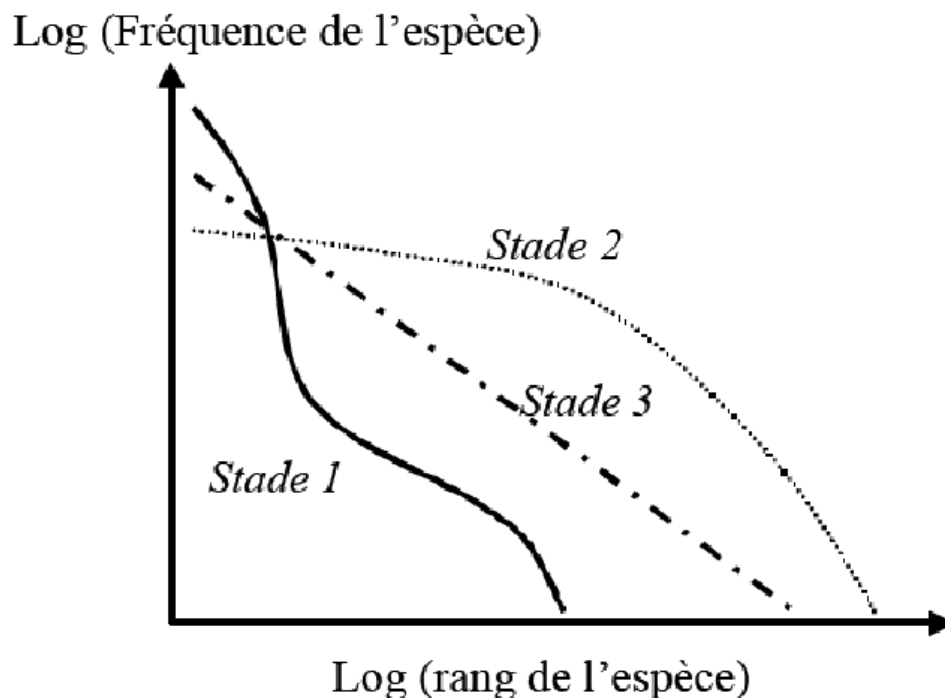


Figure 18 : Schéma montrant les stades de succession écologique (Frontier, 1976).

II.12.2. Analyse quantitative

II.12.2.1. Abondance

En tant que concept écologique, l'abondance est une composante importante de la diversité (Hurlbert, 1971). La méthode de comptage d'Utermôhl (1958) est la plus utilisée, pour les travaux dans la bibliographie. Dans ce présent travail, une autre méthode a été utilisée pour le dénombrement des espèces toxiques et des algues dans les unités de production algale, où les

algues sont dénombrées à l'aide d'une cellule de Nageotte. Le comptage est effectué avec un microscope, selon la méthode de **Bouteleux (2005)**.

II.13. Analyse des données

L'ensemble des résultats a été traité dans un premier temps avec le logiciel Excel.

Chapitre III

Résultats et discussion

III.1. Analyse des paramètres physico-chimiques de l'eau

Les mesures de température et de la salinité ont été réalisées au cours de prélèvements en utilisant une sonde CTD de type (SAE-BID SBE19 plus). L'enregistrement des données de position des stations d'échantillonnage, se fait par le GPS dunaire de recherche. Les résultats sont traduits en graphes et analysés comme suit :

III.1.1. Température

En générale les températures enregistrées durant cette campagne sont saisonnières pour la région méditerranéenne. Aussi nous avons remarqué une variation des valeurs de température de l'eau avec une tendance à l'augmentation vers l'EST en allant Marsa Ben M'hidi vers Tipaza (**Figure 19**). Cette augmentation pourrait être expliquée par les courants atlantiques qui entrent en méditerranée par le détroit de Gibraltar. En effet, (**Bethoux et al 1998**) indiquent que le bassin méditerranéen occidental est un environnement sous influence de l'afflux des eaux atlantiques par le Détroit de Gibraltar.

La valeur la plus importante de **24.5 C°** a été enregistrée au niveau de sites de prélèvement Mostaganem pp11, alors que la valeur la plus faible est **20.9 C°** qui ont été enregistrée au niveau de site de prélèvement Beni Saf pp 16.

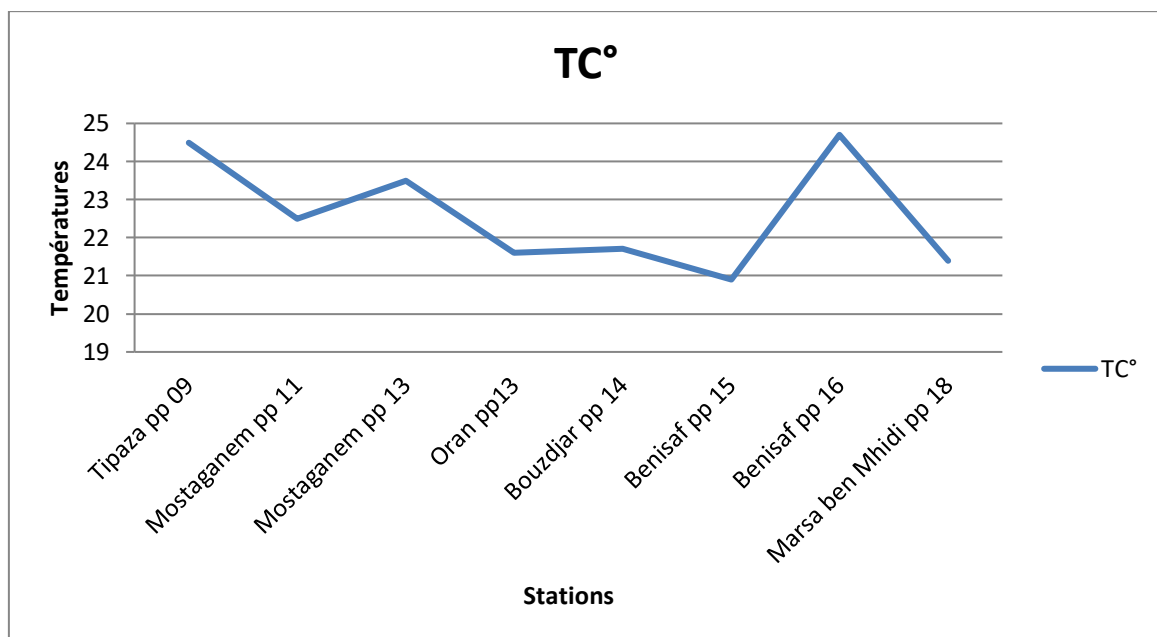


Figure 19 : Variation de la température de l'eau de mer au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en été 2021.

III.1.2. Salinité

Durant la période d'échantillonnage, nous avons marqué une stabilité de la salinité de l'eau au niveau de la zone ouest du bassin algérien avec une tendance à la diminution de Tipaza vers Marsa Ben M'hidi.

Nous enregistrons la valeur de la salinité la plus élevée de 36.7 au niveau d'Oran pp 13 par rapport aux autres sites avec une salinité (**Figure 20**). En effet, **Tchernia (1978)** montre, que la conservation du degré de salinité dans le bassin méditerranéen occidentale est assurée à travers les échanges au Gibraltar impliquant les eaux moins salées de l'Atlantique (S=36.2).

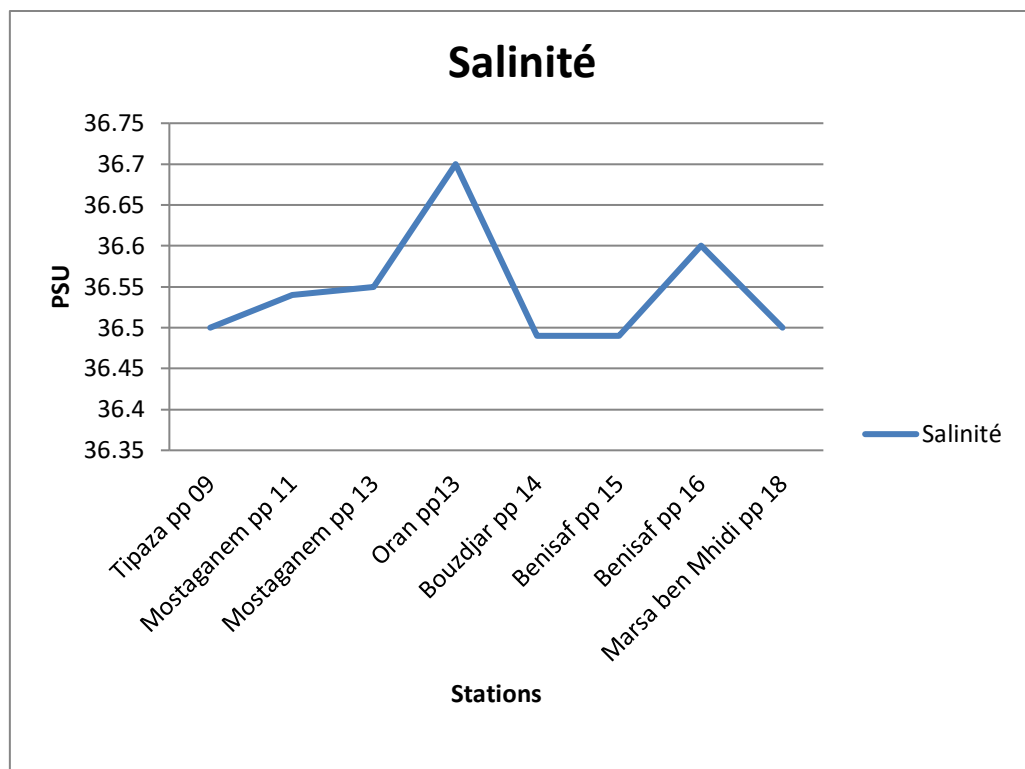


Figure 20 : Variation de la salinité au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en été 2021.

III.2. Analyse qualitative

III.2.1. Richesse spécifique

III.2.1.1. Richesse spécifique par station

Les résultats d'analyse qualitative des échantillons de cette campagne ont montré une richesse spécifique globale de la région Ouest du bassin algérien de 69 espèces, avec une

dominance des dinoflagellés qui représentent 83% alors que les diatomées représentent 17%.

Durant notre période d'étude, l'analyse qualitative a mis en évidence une richesse spécifique Maximale de 24 espèces au niveau de site Beni saf pp 15, et une richesse minimale des espèces pour l'échantillon de Benisaf pp16 et Marsa Ben M'hidi pp18 avec 13 et 11 espèces respectivement.

La richesse spécifique reste relativement moyenne au niveau des stations de : Tipaza pp 09, Mostaganem pp12, Mostaganem pp13 avec un nombre d'espèces de 15; 12; 10 espèces respectivement.

Aussi, nous avons remarqué une richesse spécifique presque équivalente au niveau des deux stations d'Oran pp 13 et Bouzedjar pp 13 Avec 11 espèces.

Ces résultats montrent que la population phytoplanctoniques au niveau des sites étudiés est diversifiée (**Figure 21**).

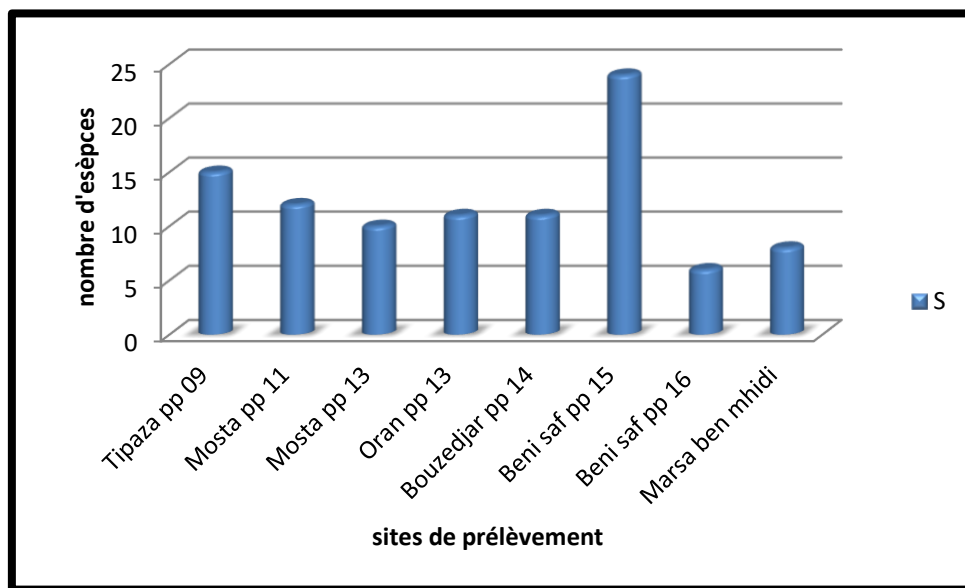


Figure 21 : Richesse spécifique au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.

Tableau III : Espèces phytoplanctoniques identifiés de la cote l'Ouest Algérien.

Tipaza pp 09	Mostaganem pp 13
<i>Gymnodinium plasticum</i>	<i>Protoperidinium longipes</i>
<i>Prorocentrum sp</i>	<i>Ceratium furca</i>
<i>Protoperidinium denticulatum</i>	<i>Protoperidinium simulum</i>
<i>Prorocentrum dentatum</i>	<i>Gyrodinium spirale</i>
<i>Ostreopsis sp</i>	<i>Gyrodinium sp</i>
<i>Scrippsiella sp</i>	<i>Gymnodinium plasticum</i>
<i>Gymnodinium sp</i>	<i>Protoperidinium sp</i>
<i>Heterocapsa rotundata</i>	<i>Protoperidinium claudicans</i>
<i>Prorocentrum lima</i>	<i>Heterocapsa sp</i>
<i>Ceratium tripos</i>	<i>Dinophysis rotundata</i>
<i>Protoperidinium claudicans</i>	
<i>Nitzschia sp</i>	
<i>Navicula directa</i>	
<i>Navicula sp</i>	
<i>Eutreptiella sp</i>	
Mostaganem pp11	Oran pp13
<i>Protoperidinium simulum</i>	<i>protoperidinium divergens</i>
<i>Lepocinclis sp</i>	<i>protoperidinium diabolus</i>
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	<i>protoperidinium oviforme</i>
<i>Gyrodinium dominans</i>	<i>prorocentrum lima</i>
<i>Protoperidinium subinermis</i>	<i>gyrodinium tusitolme</i>
<i>Prorocentrum lima</i>	<i>Dinophysis caudata</i>
<i>Dinophysis caudata</i>	<i>ceratium tripos</i>
<i>Detonula confervacea</i>	<i>ceratium fusus</i>
<i>Navicula stesvicensis</i>	<i>ceratium pentagonum</i>
<i>Nitzschia longissima</i>	<i>Noctulica scintillans</i>
<i>Podosira stelliger</i>	<i>Alxandrium fundyense</i>
<i>Anabaena sp</i>	
Bouzedjar pp 14	Benisaf pp15

<p><i>protoveridinium diabolus</i></p> <p><i>protoveridinium divergens</i></p> <p><i>gymnodinium cetanatum</i></p> <p><i>gymnodinium ostenfedii</i></p> <p><i>ceratium fusus</i></p> <p><i>Dinophysis caudata</i></p> <p><i>Amyloodinium ocellatum</i></p> <p><i>Noctulica scintillans</i></p> <p><i>Dinocyst</i></p> <p><i>Amphidinium sp</i></p> <p><i>Dinophysis sp</i></p>	<p><i>Protoveridinium</i></p> <p><i>claudicans</i></p> <p><i>Dinophysis caudata</i></p> <p><i>Gymnodinium fuscum</i></p> <p><i>Corythodinium</i></p> <p><i>diploconus</i></p> <p><i>Karenia mikimotoi</i></p> <p><i>Mesoporos perforatus</i></p> <p><i>Gyrodinium sp1</i></p> <p><i>Dinocyst</i></p> <p><i>Heterocapsa sp</i></p> <p><i>Amphidinium sp</i></p> <p><i>Prorocentrum gracile</i></p> <p><i>Dinophysis mitra</i></p> <p><i>Noctulica scinillans</i></p> <p><i>Gyrodinium ochraceum</i></p> <p><i>Protoveridinium diablus</i></p> <p><i>Ceratium tripos</i></p> <p><i>Gyrodinium sp2</i></p> <p><i>Ceratium furca</i></p> <p><i>Prorocentrum rhathymum</i></p> <p><i>Gonyaulax polygramma</i></p> <p><i>Navicula palpebralis</i></p> <p><i>Amphora laevis Gregory</i></p> <p><i>Nitzschia sp.</i></p> <p><i>Podosira stelliger</i></p>
<p>Benisaf pp 16</p>	<p>Marsa Ben M'hidi pp 18</p>
<p><i>Ceratium tripos</i></p> <p><i>Ceratium fusus</i></p> <p><i>Ceratium furca</i></p> <p><i>Prorocentrum sp</i></p> <p><i>Gymnodinium sp</i></p> <p><i>Hemiaulus sinensis</i></p>	<p><i>Ceratium tripos</i></p> <p><i>Ceratium fusus</i></p> <p><i>Ceratium macroceros</i></p> <p><i>Phalacroma oxytoxoides</i></p> <p><i>Noctulica scintillans</i></p> <p><i>Protoveridinium divergens</i></p>

	<p><i>Prorocentrum gracile</i></p> <p><i>Prorocentrum sp</i></p>
--	--

Tableau IV : Photos de quelques espèces Dinophycées rencontrés observées par microscope inversé (x400).













	
<i>Dinophysis acuminata</i>	<i>Dinophysis caudata</i>
	
<i>Noctulica scintillans</i>	<i>Ceratium tripos</i>
	
<i>Protoperidinium oviforme</i>	<i>Protoperidinium divergens</i>

Tableau V : Photos de quelques espèces Diatomées rencontrés dans notre étude observée par microscope inversé (x400).

	
<p><i>Hemiaulus haukci</i></p>	<p><i>Coscinodiscus centralis</i></p>
	
<p><i>Heterocapsa sp</i></p>	<p><i>Navicula stesvicensis</i></p>
	
<p><i>Detonula confervacea</i></p>	<p><i>Navicula directa</i></p>

III.2.1.2. Indices de diversité

a). Indice de Shannon (H') et l'indice de Shannon maximal (H max)

Les résultats obtenus (**Figure 22**) indiquent :

- Site de Tipaza pp 09

L'indice de diversité de Shannon H' donne pour l'échantillon de Tipaza pp 09 une valeur de **0.73 bit/ind**, une faible valeur par rapport à la valeur de **Hmax = 1.17** ; avec un rapport (H'/Hmax) qui tend vers **0**. Ce qui signifie que la communauté est dominée par une seule espèce. Ce qui est confirmé par l'indice de piélou avec **J' = 0.62** et ce qui traduit une dominance d'espèce *Ostreopsis sp.*

- Site de Mostaganem pp11/ Oran pp13/ Bouzedjar pp14/ Beni Saf pp15/ Marsa Ben M'hidi pp18

L'indice de diversité de Shannon H' donne pour l'échantillon de Mostaganem pp 11 ; Oran pp 13 ; Bouzedjar pp 14 ; Beni Saf pp 15 et Marsa Ben Mhidi pp 18 une valeur de **0.98 ; 0.96 ; 0.94 ; 1.31 ; 0.84 bit/ind** respectivement, une proche valeur par rapport à la valeur de **Hmax = 1.07 ; 1.04 ; 1.04 ; 1.38 ; 0.94**, avec un rapport (H'/Hmax) qui tend vers **1**. Ce qui signifie une tendance à l'équipartition des espèces dans la population. Ce qui est confirmé par l'indice de piélou avec **J' = 0.91 ; 0.92 ; 0.91 ; 0.95 ; 0.94**.

- Site de Mostaganem pp 13

L'indice de diversité de Shannon H' donne pour l'échantillon de Mostaganem pp 13 une valeur **0.87 bit/ind**, une valeur faible par rapport à la valeur de **Hmax = 1**. Avec un rapport (H'/Hmax) qui tend vers **1**. Ce qui signifie une tendance à l'équipartition des espèces dans la population. Ce qui est confirmé par l'indice de piélou avec **J' = 0.87**.

- Site de Beni Saf pp 16

L'indice de diversité de Shannon H' donne pour l'échantillon de Beni Saf pp 16 une valeur **0.57 bit/ind**, une valeur faible par rapport à la valeur de **Hmax = 0.77** avec un rapport (H'/Hmax) qui tend vers **1**. Ce qui signifie une tendance à l'équipartition des espèces dans la population. Ce qui est confirmé par l'indice de piélou avec **J' = 0.73**.

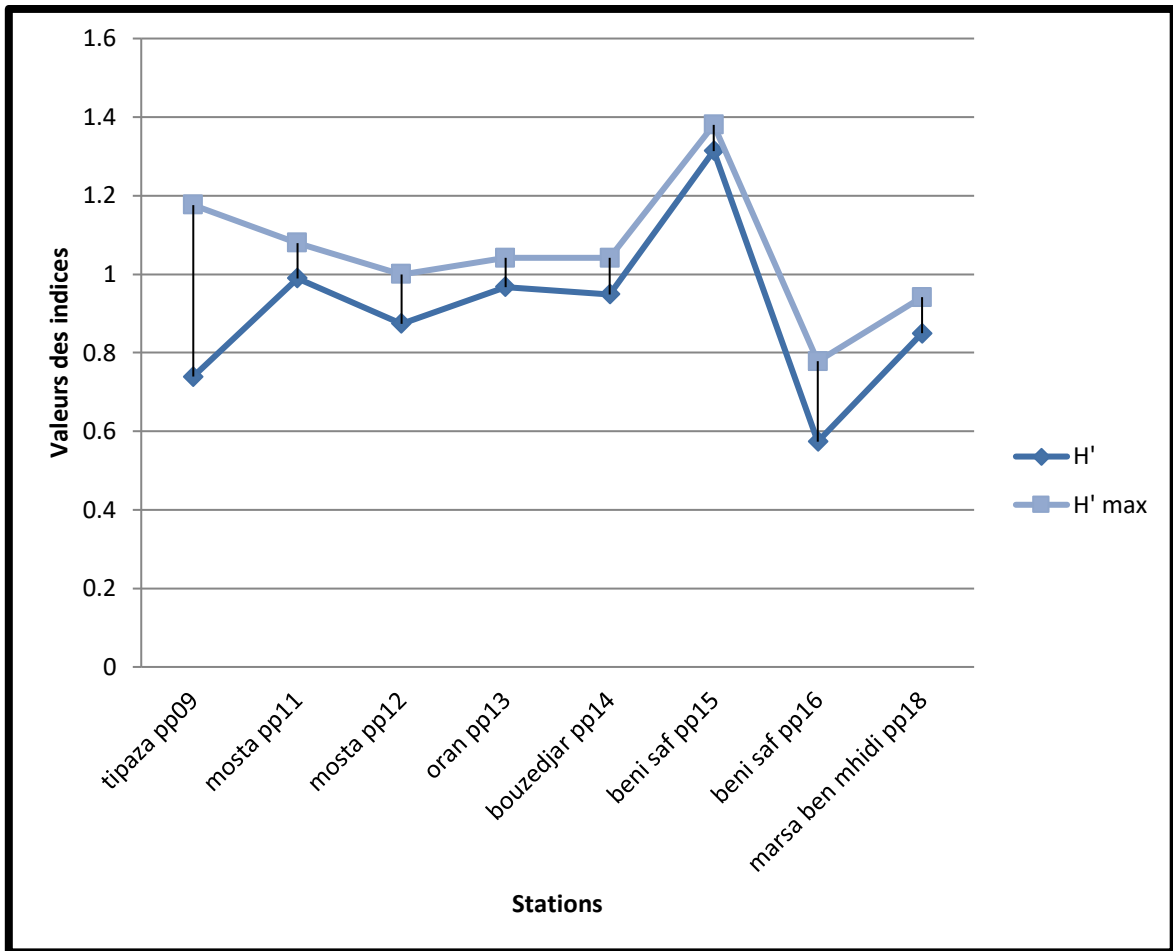


Figure 22 : Evolution des valeurs de l’indice de Shannon (H’) et l’indice de Shannon maximal (Hmax) au niveau de l’ouest algérien obtenu par analyse échantillons prélevés en 2021.

b). Indice de Simpson

Cet indice est considéré comme point de confirmation des résultats obtenue par l’indice de diversité de Shannon (H’) (**tableau VI Annexe 2**)

Après l’analyse des résultats obtenu par cet indice, nous avons des valeurs tend vers **0** principalement au niveau de site de Beni Saf pp 15 avec une valeur **L=0.05** , qui indique la présence de grand nombre des taxons phytoplanctoniques et une forte Diversité ; par contre on a marqué un pic au niveau de site de Tipaza pp 09 dont **L=0.3** .Cette valeur représente la pauvreté de la population de quelques espèces qui est due à la présence de l’état de stress et de condition défavorable qui assure la survie et le développement de phytoplancton et de la variation de la salinité et la fort turbidité de l’eau (**Figure 23**).

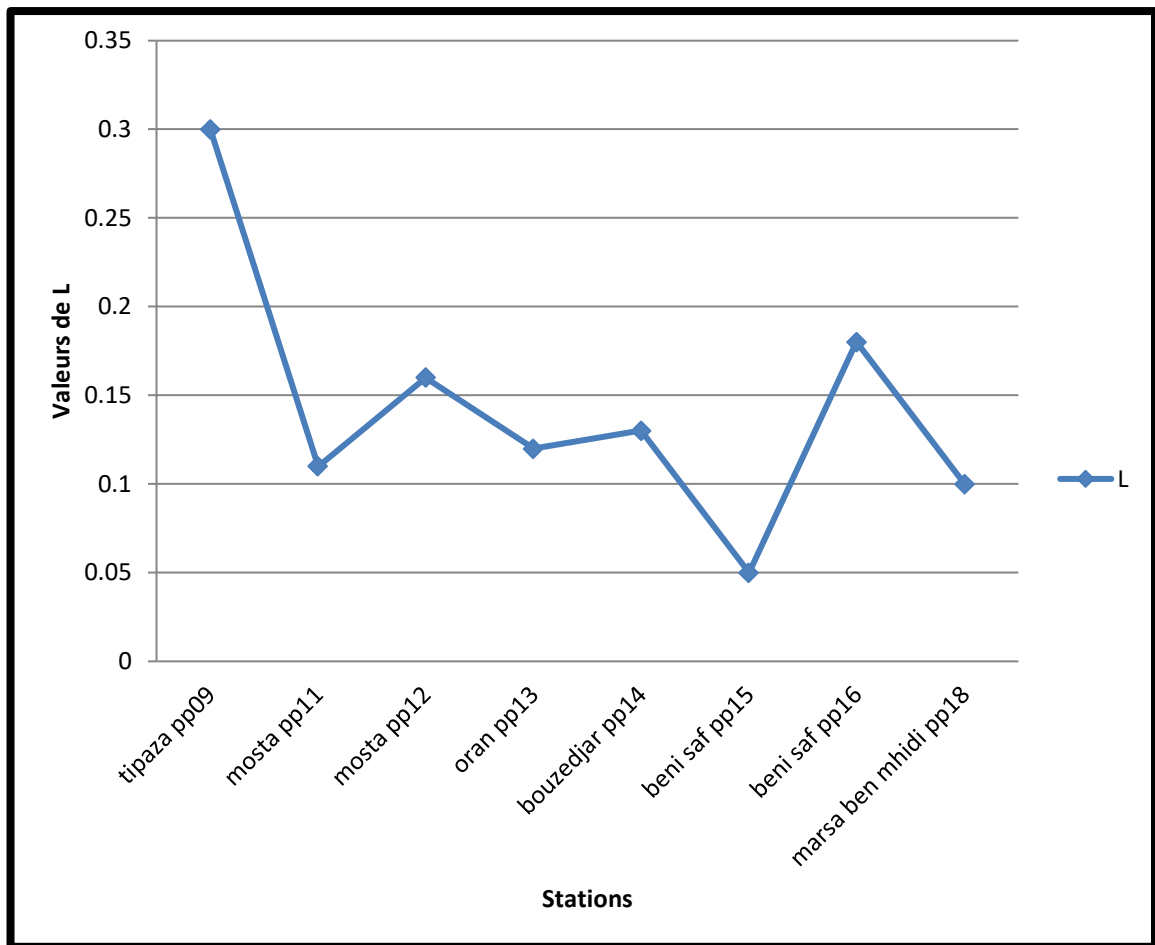


Figure 23: Evolution des valeurs de l'indice de Simpson au niveau de l'ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.

III.2.2. Diagramme de rang fréquences

La comparaison des diagrammes rang-fréquences obtenus pour les stations que nous avons étudiés permet de les situer par rapport aux trois stades de (Frontier ,1976).

- En premier lieu ; le diagramme de rang fréquences permet l'indication de stade d'évolution de la communauté phytoplanctoniques au niveau du site de « Tipaza » de profondeur 9 (Figure 24).

Le profil est de stade 1 avec une seule espèce dominant (*Ostreopsis sp*) présentant une fréquence supérieur

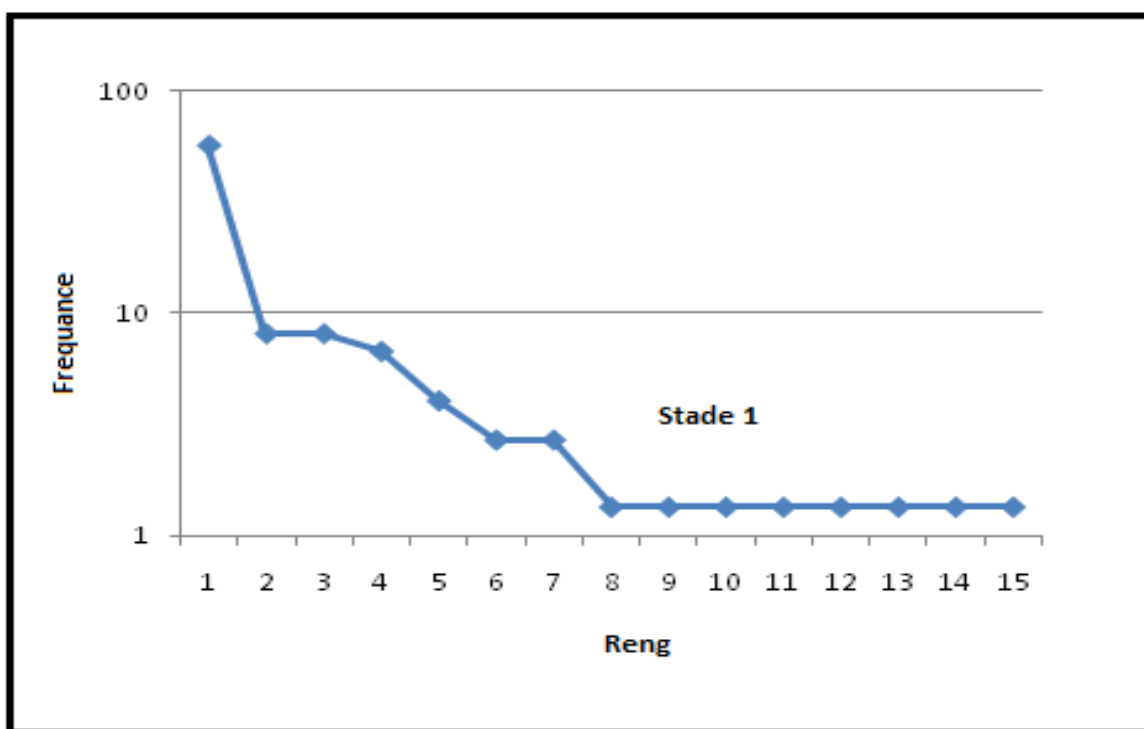


Figure 24 : Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Tipaza pp 09.

- Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Mostaganem pp11 (**Figure 25**)
 L'évolution de communauté des phytoplanctons est au stade 2 ou la communauté est relativement plus diversifier, avec 5 espèces dominantes à Mostaganem pp 11.

Mostaganem pp11 : *Protoperidinium simulum* ; *Prorocentrum lima* ; *Anabaena sp*; *Heterocapsa circularisquama* ; *Navicula stesvicensis*.

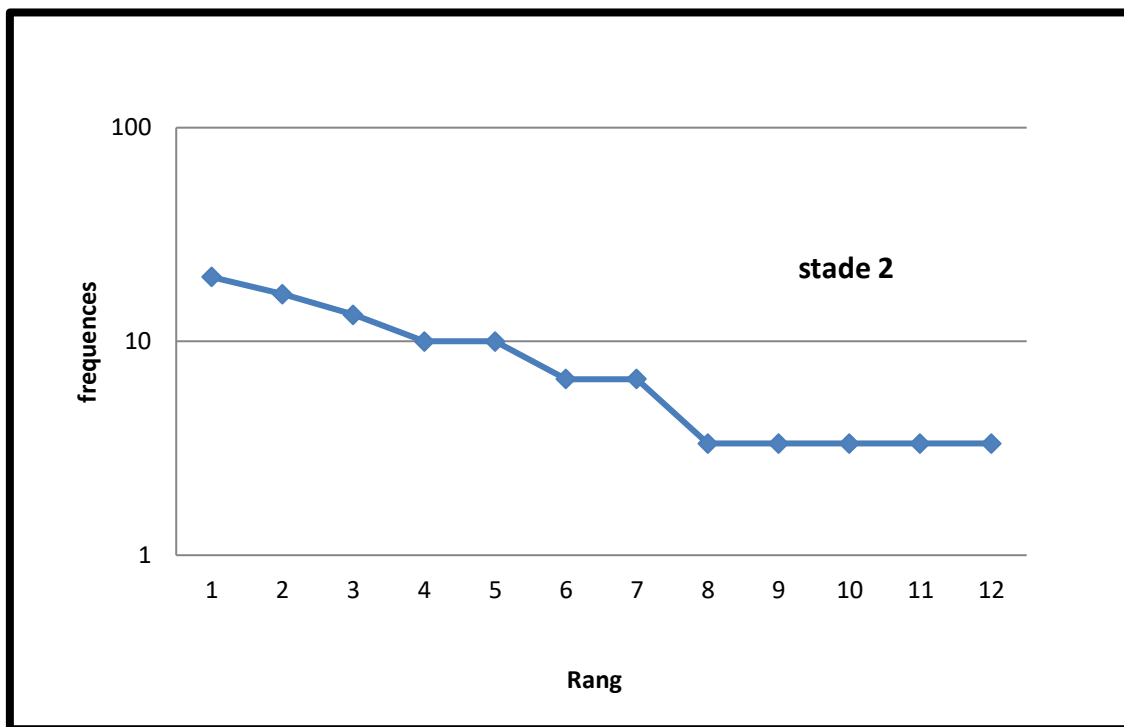


Figure 25: Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Mostaganem pp11.

- Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Mostaganem pp13 (**Figure 26**)

L'évolution de communauté des phytoplanctons est au stade 2 ou la communauté est relativement plus diversifier avec 4 espèces dominantes à Mostaganem pp13.

Mostaganem pp13: *Protoperidinium simulum*; *Protoperidinium longipes*; *Gyrodinium spirale*; *Gyrodinium sp.*

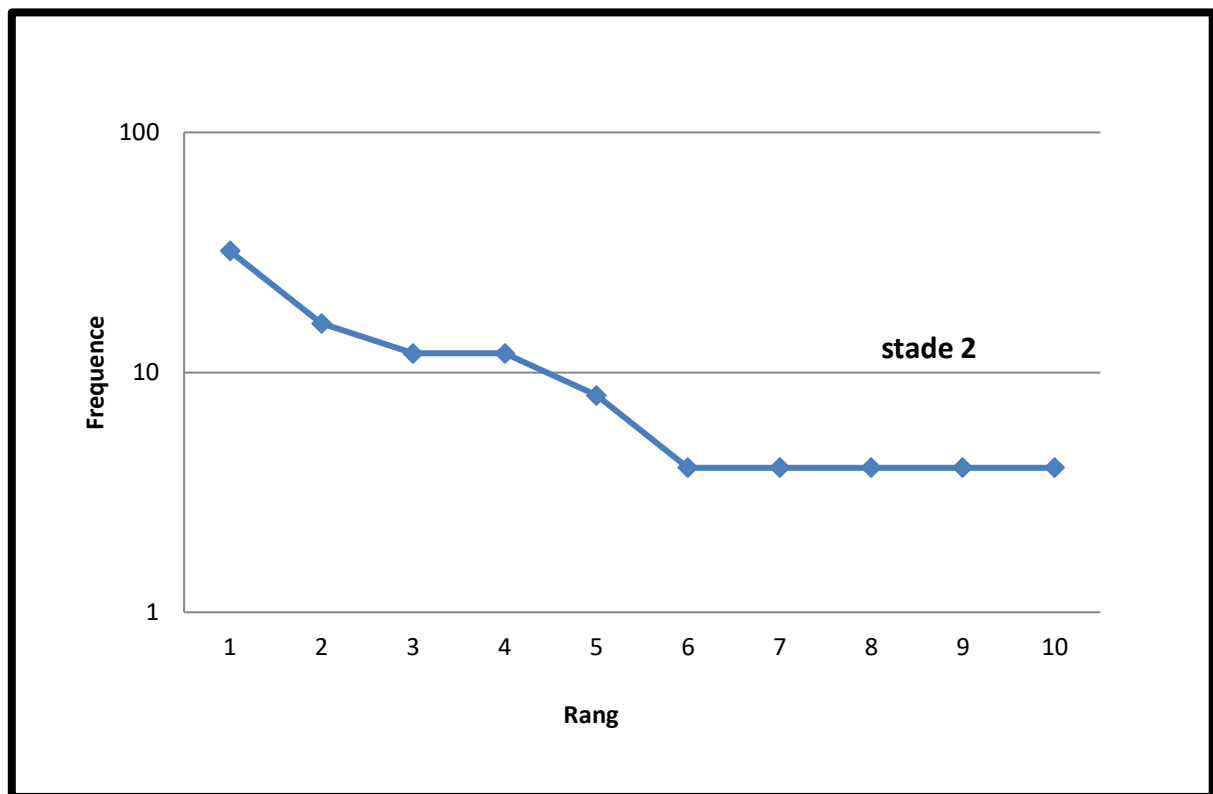


Figure 26 : Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Mostaganem pp13.

- Diagramme de rang fréquences de la station d'Oran pp 13. (**Figure 27**), montre une évolution de communauté des phytoplanctons au stade 2, elle est relativement plus diversifier avec des espèces comme : *Protoperidinium divergens* ; *Gyrodinium tusitolme* ; *Dinophysis caudata*; *Protoperidinium oviforme* ; *Protoperidinium diabolus* ; *Noctulica scintillans*.

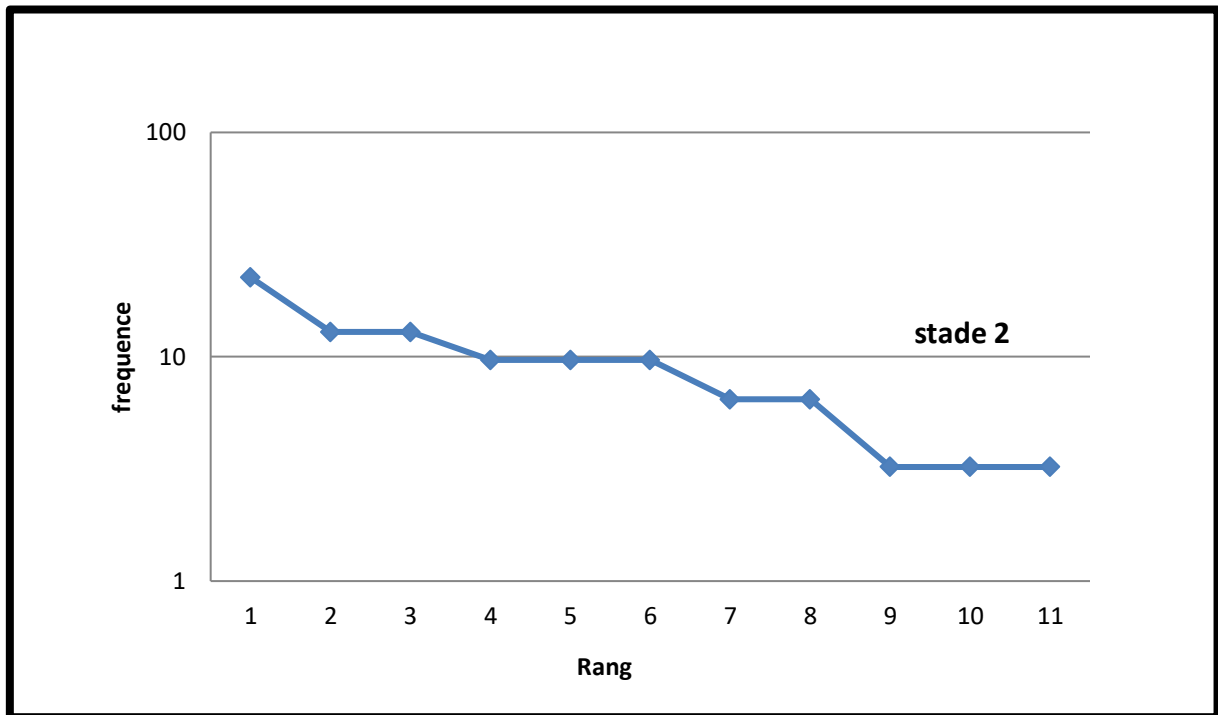


Figure 27: Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station d'Oran pp13.

- Diagramme de rang fréquences du site Bouzedjar pp 14 indique un stade 1 d'évolution de la communauté phytoplanctoniques (**Figure 28**), avec deux espèces dominantes *Dinophysis caudata* ; *Amyloodinium ocellatum*.

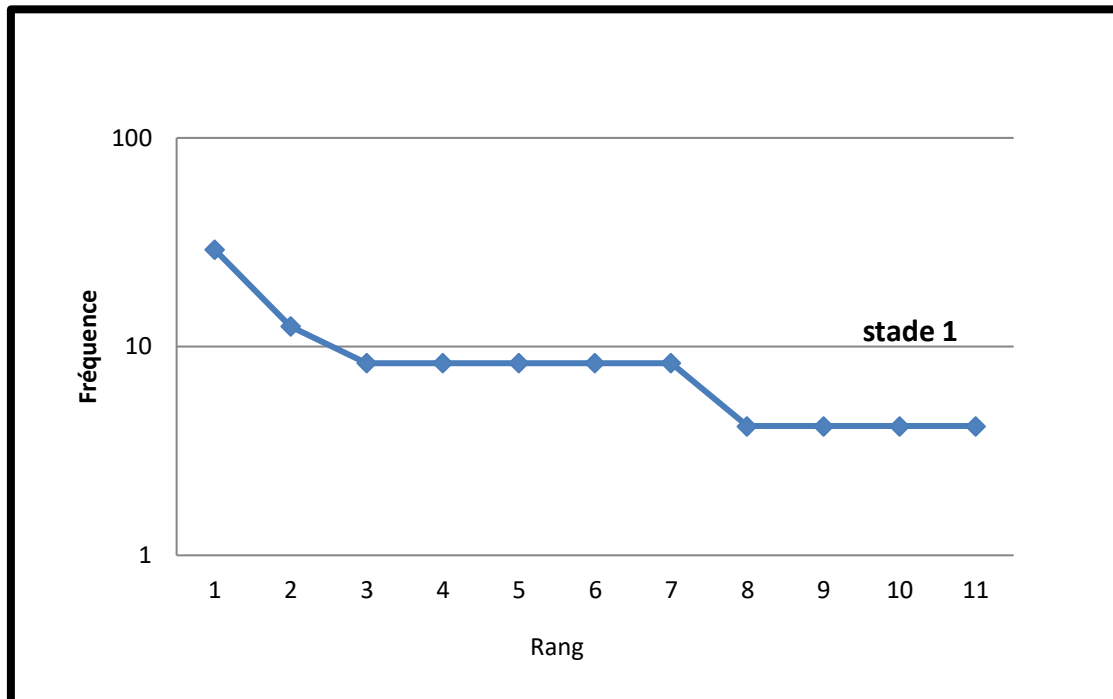


Figure 28: Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Bouzedjar pp14.

- Diagrammes de rang fréquences par prélèvement de la station de Benisaf 16 (**Figure 29**):

L'évolution des communautés est au stade 3 avec 4 espèces dominants : *Ceratium tripos*; *Ceratium fusus*; *Ceratium furca*; *Z sp.*

Et les deux dernier sites Marsa ben M'hidi et Benisaf pp16 sont dans le stade 3 c'est le stade de disparition.

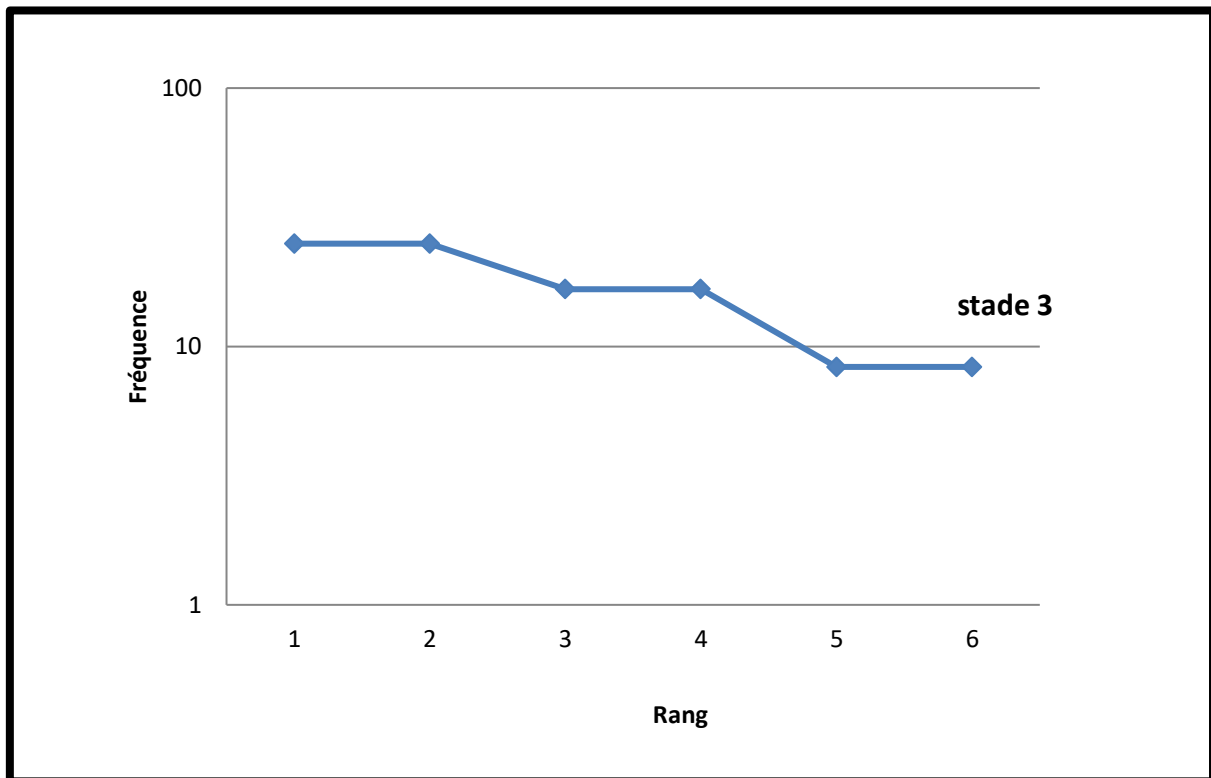


Figure 29 : Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Benisaf pp16.

- Diagrammes de rang fréquence par prélèvement de la station de Benisaf pp 15 (**Figure 30**).
L'évolution de communauté des phytoplanctons est en stade 1 .Il existe une seule espèce dominant à la profondeur 15 : *Dinophysis caudata*.

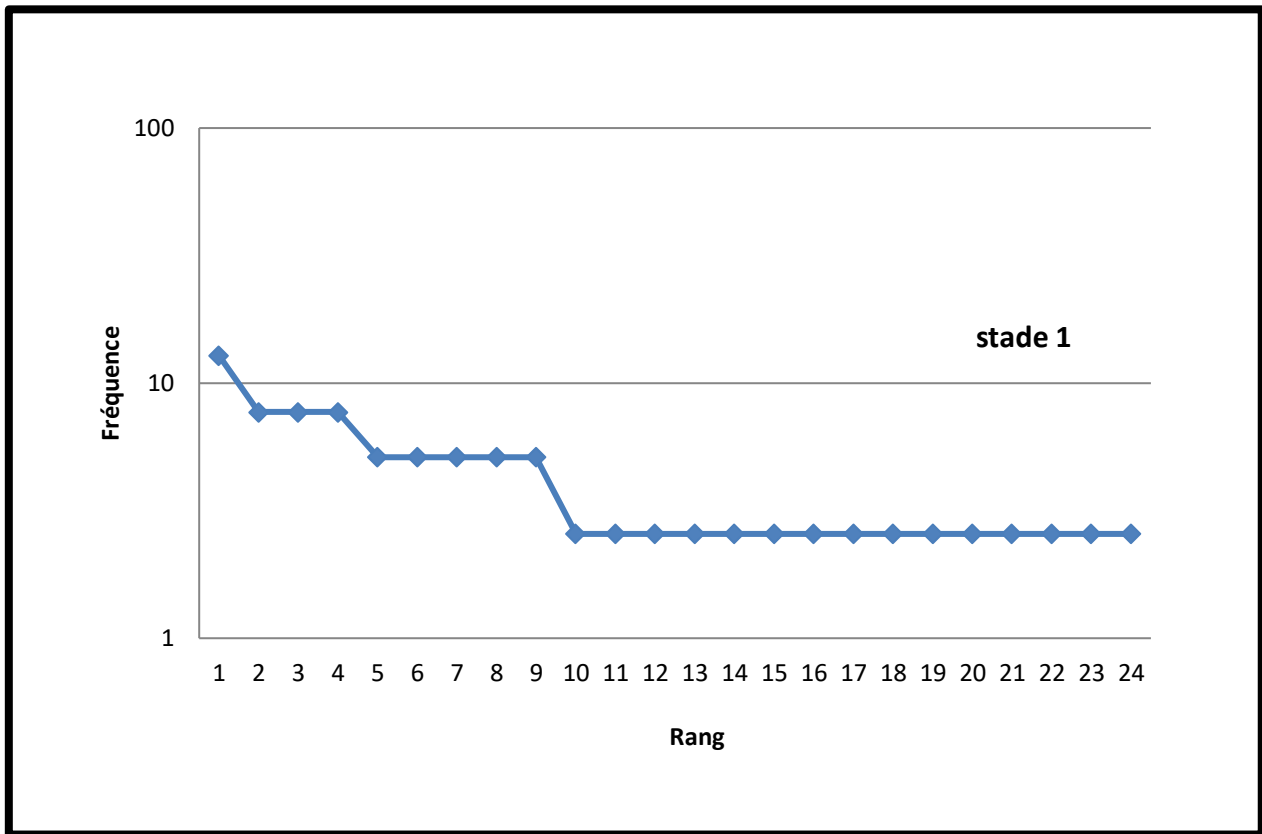


Figure 30: Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Benisaf pp15.

- Diagramme de rang fréquences au niveau du site Marsa ben M'hidi pp 18 indique stade 3 d'évolution de la communauté phytoplanctoniques. (Figure 31).

Espèces dominantes : (*Protoperidinium divergens*, *Ceratium tripos*, *Ceratium fusus*, *Ceratium macroceros*, *Noctulica scintillans*) présentant des fréquences supérieures à 10.

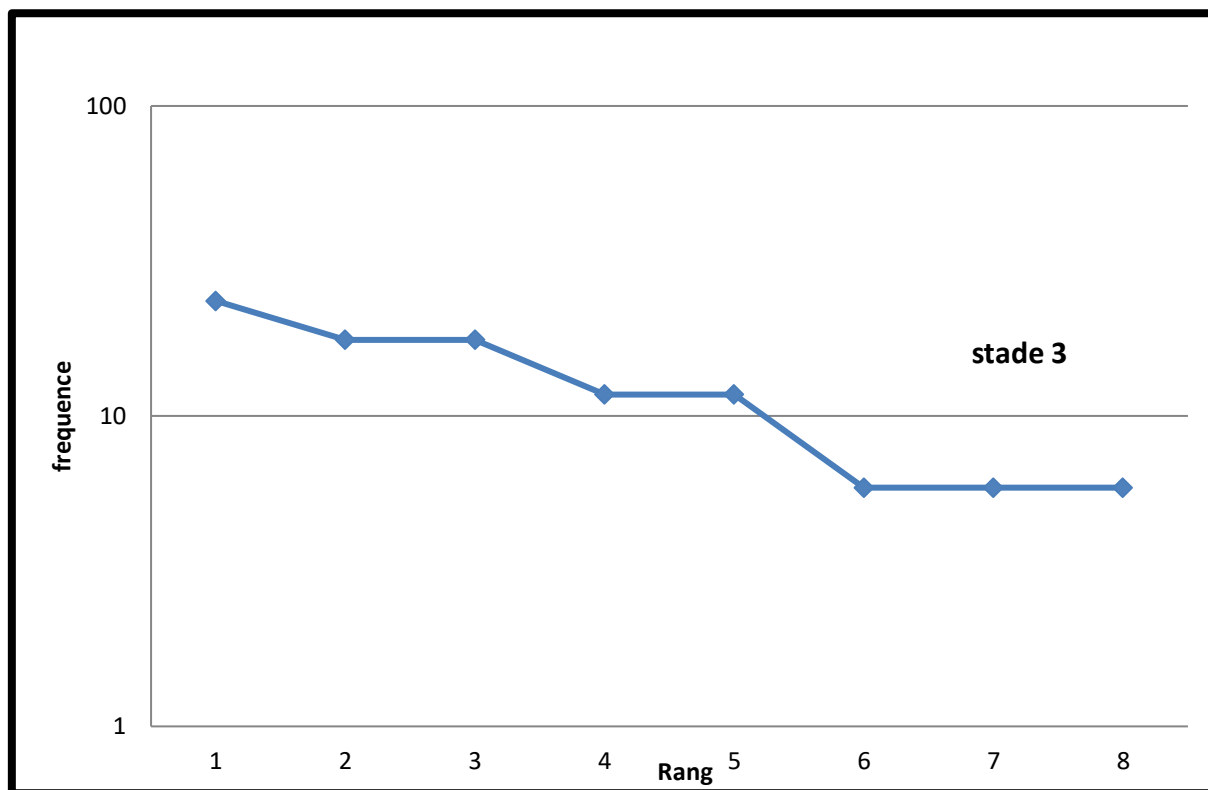


Figure 31: Diagramme de rang fréquences par prélèvement de la station de Marsa ben M'hidi pp 18.

Tableau VII: Les différents stades d'évolution des sites d'Ouest Algérien

Régions	Stade
Marsa ben mhidi pp 18	3
Benisaf pp15	1
Benisaf pp16	3
Bouzedjar pp 14	1
Oran pp13	2
Mostaganem pp13	2
Mostaganem pp11	2
Tipaza pp9	1

L'Ouest Algérien à une prédominance de stades 1 et 2 ;

Le stade 1 dans les sites de Benisaf pp15 et Bouzedjar pp14 et Tipaza pp 9 cela veut dire que les peuplements des phytoplanctons sont en plein de développement ou bien il y a une présence d'un stress.

Et certain sites comme Oran et Mostagenem de différentes profondeurs pp13 et 11 sont en stade 2 c'est le stade de maturité.

III.3. Analyse quantitative

III.3.1. Abondance

Durant la période d'étude de la communauté phytoplanctonique, nous avons une variation remarquable au niveau des sites étudiés.

En effet, la densité maximale a été observé au niveau de la station de Tipaza pp 09 avec **740 indv/L**. par contre la densité minimale a été enregistrée au niveau de la station de Beni Saf pp 16 avec **120 indv/L**.

Aussi, nous avons observé des abondances moyennes au niveau de site de Beni Saf pp 16 ; Oran pp 13 ; Mostaganem pp 11 ; Mostaganem pp 13 ; Bouzedjar pp14 ; Marsa Ben M'hidi pp 18 avec des valeurs comprise entre **310 inds/L** et **170 inds/L (Figure 32)**.

Ces valeurs restent faibles par rapport à ceux trouvées par d'autres, (**Boudjenah ; 2019**) annonce des valeurs qui varient entre **750ind/l** à **15000ind/l**.

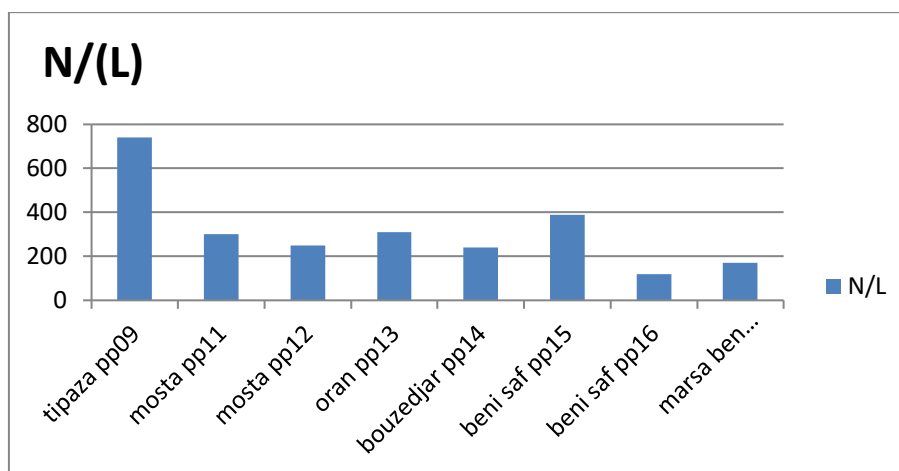


Figure 32: La densité cellulaire du phytoplancton en fonction du temps an niveau de chaque site étudié.

On remarque une dominance des Dinophycées par les espèces *Protoperidinium simulum* ; *Gyrodinium tusitolme* ; *Dinophysis caudata* ; *Prorocentrum lima* ; *Protoperidinium longipes*.

Concernant la classe des diatomés malgré qu'elle réduite par rapport aux Dinophyceae mais au sein d'une même classe elle possède une diversité plus ou moins importante représentée par les espèces *Navicula stesvicensis* ; *Heterocapsa circularisquama* (**Tableau VIII**).

Tableau VIII: Espèces dominantes dans chaque échantillon des stations étudiées.

Region	Espec dominant	Abondance
Tipaza pp9	<i>Ostreopsis sp</i>	420
MOSTA PP11	<i>Protoperidinium simulum</i>	60
	<i>Prorocentrum lima</i>	50
	<i>Anabaena sp</i>	40
	<i>Heterocapsa circularisquama</i>	30
	<i>Navicula stesvicensis</i>	30
MOSTA PP 13	<i>Protoperidinium simulum</i>	80
	<i>Protoperidinium longipes</i>	40
	<i>Gyrodinium spirale</i>	30
	<i>Gyrodinium sp</i>	30
ORAN PP13	<i>Protoperidinium divergens</i>	40
	<i>Gyrodinium tusitolme</i>	70
	<i>Dinophysis caudata</i>	40
	<i>Protoperidinium oviforme</i>	30
	<i>Protoperidinium diabolus</i>	30
	<i>Noctulica scintillans</i>	30
BENISAF PP16	<i>Ceratium fusus</i>	20
	<i>Ceratium furca</i>	30
	<i>Ceratium tripos</i>	30
	<i>Ostreopsis sp</i>	20
BENISAF PP15	<i>Dinophysis caudata</i>	50
MARSA BEN M'HIDI PP18	<i>Protoperidinium divergens</i>	40
	<i>Ceratium tripos</i>	30

	<i>Ceratium fusus</i>	30
	<i>Ceratium macroceros</i>	20
	<i>Noctulica scintillans</i>	20

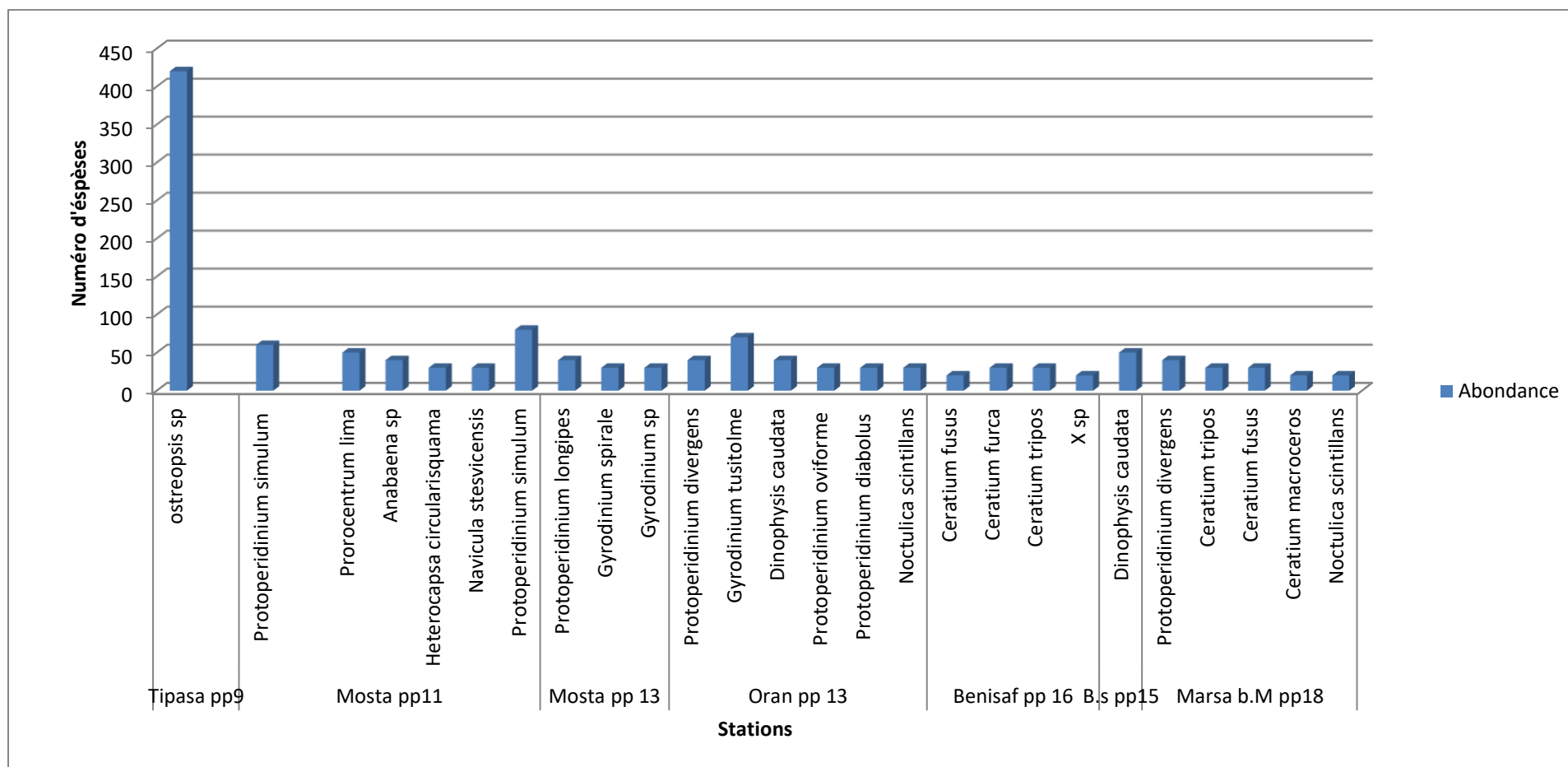


Figure 33: Espèces phytoplanctoniques dominantes au niveau de l’ouest algérien obtenu par analyse des échantillons prélevés en 2021.

En générale, l’analyse quantitative des communautés phytoplanctoniques de la totalité des échantillons des stations étudiées, monte que les dinophycées représentent la classe dominante au niveau toutes les stations,

Premièrement, les pourcentages des dinophycées (**Figure 34**) par ordre décroissant sont : Mostaganem pp13, Oran pp13, Marsa Ben M’hidi pp18 avec un pourcentage maximale de **100%**, suivi par Beni Saf pp15, Beni Saf pp16, Bouzedjar pp14, Tipaza pp9 et enfin Mostaganrm pp11.

La même chose concernant les diatomées, qui occupent une proportion réduite sur tous les sites de prélèvement dans l’ordre décroissant : Mostaganem pp11, Tipaza pp09, Bouzedjar pp14, Beni Saf pp15, Beni Saf pp16 et enfin Mostaganem pp13, Oran pp13 et Marsa Ben M’hidi avec un pourcentage de **0%**.

Au niveau de la station de Mostaganem pp 11 on remarque l’apparition des espèces ni diatomées ni dinophycées ; selon les critères morphologique on peut les classé dans la classe des Cyanophycées et elles représentent **8.33%**.

Grace à ce graphique on peut confirmer que la classe des dinoflagellés est la classe dominante dans nos échantillons.

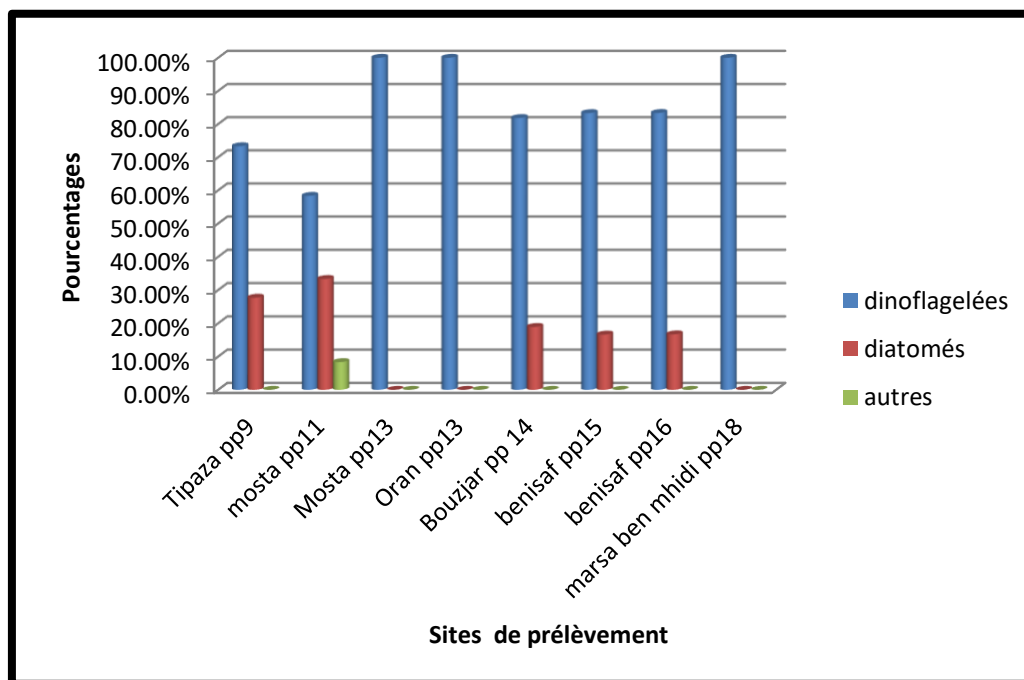


Figure 34 : Les pourcentages du dinoflagellé et diatomées au niveau de l’ouest algérien obtenu par analyse quantitativ des échantillons prélevés en 2021.

III.4. Discussion générale

L'étude qualitative des phytoplanctons représentée par les échantillons prélevés sur des différents sites de l'ouest algérien en 2021 par le navire de CNRDPA, indique la présence de 69 espèces répartis en 8 sites.

La classe des dinophycées domine dans la totalité des stations avec une richesse spécifique de 57 espèces.

La richesse spécifique des diatomées en générale représente 12 espèces, une valeur très faible par rapport à la classe précédente, on note également la présence d'autres espèces tel que les cyanophycées. En effet, **Gotsis-Skretas *et al* (1999)**, **Gomez (2003)** signalent une prédominance des dinoflagellés par rapport aux diatomées en Méditerranée occidentale.

En ce qui concerne les diagrammes rangs fréquences, nous avons remarqué, que la majorité des populations de phytoplancton sont entre stade 1 et 3. Cela la pourrait indiquer dans notre cas, les communautés de phytoplancton arrive à ce développer et a se structuré.

Le période d'échantillonnage à été caractérisé par des températures variables et des taux de salinité plus ou moins constantes, ce qui favorisent l'abondance de certains genres parmi les quels nous citerons :

Dynophycées : *Protoperidinium* ; *Ceratium* ; *Ostreopsis sp* ; *Prorocentrum* ; *Dinophysis* ; *Noctulica*

Diatomées : *Hemiaulus* ; *Navicula*.

La distribution spatio-temporelle du phytoplancton dépend de nombreux facteurs qui peuvent être de nature biotique (e.g. sénescence des cellules, broutage par le zooplancton) ou abiotique (e.g. taux d'éclairement, température, concentration en nutriments, advection, diffusion).

Les biomasses phytoplanctoniques les plus élevées se trouvent généralement dans les mers fermées.

On peut également dire que ces variations pourraient être dues :

- A la stabilité des taux de salinité (le développement de chaque espèce dépend d'un taux de salinité précis).

- Ainsi la variation des températures peut influencée le développement des communautés phytoplanctoniques et une apparition d'une prolifération algale.
- La variété des profondeurs peuvent être aussi un acteur de la diversité phytoplanctonique : avec l'augmentation de la profondeur la lumière diminue, ce qui conduit à la diminution de la fonction photosynthétique réalisé par les individus phytoplanctoniques suivi par la diminution du patrimoine des végétaux microscopiques marins.

Conclusion

Conclusion

L'objectif principal de cette étude est l'évaluation de la diversité des communautés phytoplanctoniques dans différents points de la zone de l'Ouest algérien. Les résultats d'analyse des échantillons réalisés durant la campagne d'évaluation des ressources halieutique pélagique en juin 202, 1a permis de définir les variations globales des communautés phytoplanctoniques. Avec de données sur la salinité et de la température.

En effet, nous avons identifié globalement une richesse spécifique de 69 espèces au niveau des 8 sites cités précédemment, les 69 espaces englobent 57 dinoflagellés et 12 diatomées. Ces résultats restent conformes aux données de la bibliographie.

La salinité et la température sont des paramètres physico-chimique qui influencent sur les variations et les changements dans la composition spécifique, des peuplements de phytoplanctons de la mer méditerranéenne plus précisément la partie de l'Ouest algérien qui nous intéresse. Elle a une influe, non seulement, sur le nombre des êtres phytoplancton présents aux différentes en surface mais aussi en profondeurs, (**Finkel et al, 2004**).

Le phytoplancton est considéré comme étant la première communauté biologique à répondre aux changements du milieu, dans notre étude la variété des espèces phytoplanctoniques par rapport aux conditions du milieu.

Notre résultats montre la présence des espèces qui pouvant être considérées toxiques en une menace la santé humaine. A titre d'exemple pour les dinoflagellés nous citerons la présence du *Prorocentrum sp*, *Ceratium furca* et *Noctiluca scintillans* pouvant provoquer des contaminations suite à la consommation humaine de toxines accumulées dans les bivalves marins, (**chikr et badache, 2016**).

L'ensemble des résultats d'analyses quantitatives a montré que la cote de l'Ouest algérien est caractérisée par une diversité variable, indiqué par les indices de diversité et le diagramme rang-fréquence qui a permit de démontrer que les communautés peuvent atteindre des stades de développement avance (stade3).

En effet, ce travail constitue une étape importante la première qui devrait être suivi par d'autres études, pour compléter les informations surtout concernant les interactions entre les changements de la richesse spécifique et la composition de communautés de phytoplancton avec le comportement des certaines de phytoplancton phage telle que le zooplancton qui est l'un des maillons de la chaine trophique et qui influence la présence ou l'absence de poissons comme la sardine

Références bibliographique

Références bibliographiques

- Abadli M et Harkati G., 2015.** Contribution à l'inventaire des quelques micro-algues vertes d'intérêt nutritionnel dans quelques zones humides de la wilaya d'El Oued (Lac Ayata, Chott Merouane, Sife Lemnade, STEP Kouinine). Mémoire de Master. 79 p.
- Afnor , 2000.** Norme française NF T 90-354. Qualité de l'eau. Détermination de l'Indice Biologique Diatomées (IBD). 63p.
- Aminot A et Chaussepied M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin CNEXO, 395 p.
- Anderson et al, 1978** Potentiel importance of benthic cysts of *Gonyaulax tamarensis* and *G. excavata* in initiating toxic dinoflagellate blooms.
- Azam et Malfatti, 2007.** Structuration microbienne des écosystèmes marins.789p
- Becerra-Celis G., 2009.** Proposition de stratégies de commande pour la culture de microalgue dans un photobioréacteur continu. Thèse doctorat. Spécialité : Génie des Procédés. Ecole Centrale Paris.242p.
- Behrenfeld, M. J., Randerson, J.T., Mc Clain, C.R., Feldman, G.C., Los, S.O., Tucker, C.J., Falkowski, P.G., Field, C.B., Frouin, R., Esaias, W.E., Kolber, D.D et Pollack, N.H. 2001.** Biospheric primary production during an ENSO transition. Science. 291p : 2594–2597.
- Bensafia N., 2005.** Les peuplements de cyanobactéries de deux plans d'eau douce (lac Oubeira, lac Tonga) inventaire et dynamique spatiotemporelle. Mémoire de Magister. Spécialité : Biologie et physiologie des organismes marins. Université Badji-Mokhtar Annaba 111p.
- Bourelly ;1966 ;1968 ;1970 ;1985** - Les algues d'eau douce. 1, algues vertes ; 2, algues jaunes et brunes ; 3, algues bleues et rouges. N. Boubée et Cie, Paris, 511 p., 438 p. 438 p. et 512 p.
- Chader S. et Touzi A. 2001.** Biomasse Algale : Source Energétique et Alimentaire. Laboratoire de Bioinasse . Centre de Développement des Energies Renouvelables, pp. 47-50.
- Champiat D. et Larpent J.P , 1994.** Biologie des eaux: Méthodes & Techniques . [éd] Elsevier Masson. 374 p.

Références bibliographiques

Chisholm, S.W., Olson, R.J., Zettler, E.R., Goericke, R., Waterbury, J.B. et Welschmeyer, N.A. 1988. A novel free-living prochlorophyte abundant in the oceanic euphotic zone. *Nature*. 6180 : 340-343.

Chrétiennot-Dinet M.J., Sournia A., Ricard M., Billard C. (1993) A classification of the marine phytoplankton of the world from class to genus. *Phycologia*, 32:159-179.

Domaizon, I., Viboud, S. et Fontvieille, D. 2003. Taxon-specific and seasonal variations in flagellates grazing on heterotrophic bacteria in the oligotrophic Lake Annecy - importance of mixotrophy. *FEMS Microbiology Ecology*. 46 :317-329.

Falkowski G.P , Katz E .M , Knoll H.A , Quigg A , Raven A.J , Schofield O et Taylor R.J.F .2004 . "The Evolution of Modern Eukaryotic Phytoplankton." *Science*. Vol 305, pp. 354-360.

Findley D.L et Kling H.J ; 1994 : protocole de la mesure de la biodiversité :le phytoplancton d'eau douce .ministère des pêches et océans institut des Eaux douces. université Crescent Winnipeg(Manitoba) R3T2N6.

Findlay et kling ; 1979 A Species List and Pictorial Reference to the Phytoplankton of Central and Northern Canada.

Finkel Z.V., Irwin A.J., Schofield O., 2004. Ressource limitation alter the $\frac{3}{4}$ size scaling of metabolic rates of phytoplankton. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 273: 269-279.

Fraisse, S. (2013). Structure de la communauté phytoplanctonique des fleuves côtiers en réponse aux contraintes hydrodynamiques : une approche basée sur les traits morpho-fonctionnels. Sciences agricoles, université du RENNES 1. Thèse de doctorat.148p.

Frontier, 1976.

Gana N.2014. Détermination de certains paramètres biochimiques urinaires chez le ratwistar recevant un régime cafeteria supplémenté en algues vertes. Mémoire master. Spécialité : physiopathologie cellulaire. Université Abou Bakr Belkadi.Tlemcen .41p.

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. Spécialité : Sciences de l'Environnement Marin .Université de la Méditerranée (Aix– Marseille II) . 284 p.

Références bibliographiques

Groga, N. (2012). Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d'Ivoire) Ecologie Fonctionnelle, L'UNIVERSITÉ DE TOULOUSE. doctorat:224p.

Halim y.1990 on the potential migration of Indo-Pacific plankton through the suez Canal".Bull .Oceanogr.Monaco,7,11-27.

Hansen G., Turquet J., Quod J.P., Ten Hage L., Lugomela C., Kyewalyanga M., Hurbungs M., Wawiye P., Ogongo B., Tunje S. & Rakotoarinjanahary H., 2001. Potentially Harmful Microalgae of the Western Indian Ocean.Manuals and Guides 41.pp: 5, 79.

Henry M-T., Beaudry J., 1992. Chimie des eaux, Ed le Griffon dargibe in Canada. 537p
Giacomini V., Bertino S., Tibaldi E., 1984. La nature : mers et côtes la faune des rivages. Volume 3, Paris.

Khattabi H., 2002. Intérêts de l'études des paramètres hydrogéologiques et hydobiologiques pour la compréhension du fonctionnement de la station de traitement des lixiviats d'ordures ménagères d'Etueffont (Belfort, France). Thèse de doctorat 3^{ème} cycle .256p.

KIMOR B.1983 (Distinctive features of the eastern Mediterranean) Ann.Inst.oceanogr.paris 50,97-106.

Kornprobst JM., 2005 Substance naturelle d'origine marine tome1 Généralités Microorganismes Algues Ed Lavoisier, Paris, 1830p.

LAROUSSE, 2022

Le B.Q, Ritter L, Fasquel D, Lesueur Marie, Lucas S, Gouin S. 2014. Etude de la consommation des algues alimentaires en France. [éd] IDEALG. 72 p.

Levitus S., 2001. Anthropogenic warming of Earth's climate system. Science., 292 : 267- 270.

Mann K.H. & Lazier J.R.N., 1966. Dynamics of marine's ecosystems. Blackwell Science Inc. 394 p.

Mollo, P. and A. Noury ,2013. Manuel du plancton Éditions Charles Léopold Mayer: 195p.

Margalef R., 1958. Temporal succession and spatial heterogeneity in phytoplankton. In [Ed.] A.A. Buzzati-Traverso. Perspectives in marine biology. University of California Press, Berkeley, p. 323-349

Références bibliographique

.Roger P.A. 1996. Biology and Management of the Flood water Ecosystem in Rice Fields .
[éd] William H. Smith. 132p.

Round F.E., Crawford R.M., Mann D.G. 1990.The diatoms. Biology and morphology of the genera. Cambridge University Press Publ., 747 p.

Stickney, HL, Hood, RR, Stoecker, DK., 2000. The impact of mixotrophy on planktonic marine ecosystems. Ecol. Model., 125 (2-3): 203-230

Stumm W. & Morgan J.J., 1996. Aquatic Chemistry: Chemical equilibrium and rates in natural Waters. Wiley. Inter. Science. Publication. Third edition. p: 1024.Stuttgart.

Thingstad T.F., Zweifel U.L., Rassoulzadegan F., 1998. P limitation of heterotrophic bacteria and phytoplankton in the northwest Mediterranean. Limnol. Oceanogr., 43: 88- 94.

Touahria T., 1999. Etude de la biomasse, de la composition et de la structure des peuplements phytoplanctoniques de l'amer d'Alboran Est. Thèse de Magister, FSB- USTHB, 200p.

UTERMÖHL, H. (1958). Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. Mitt. int. Verein. theor. angew. Limnol. 9, 1-38.

Wolf-Gladrow D.A. 1999. Direct effects of CO₂ concentration on growth and isotopic composition of marine plankton. Tellus. Vol. 51, pp. 461-476.

Zehr J. P , Waterbury J.B , Turner P.J , Montoya J. M , Omoregie E , Steward G.F , Hansen A et Karl D.M . 2001. Unicellular Cyanobacteria Fix N₂ in the Subtropical North Pacific Ocean. Nature. Vol.412, pp.635-638.

Zeitzschel B., 1978. Why study phytoplankton? In: Sournia A (ed) Phytoplankton manual. Monographs on oceanographic methodology - UNESCO: 1-6

Sites web

www.chtipecheur.com/le-bloom-de-phytoplancton-marin

Annexes

Annexes

Annexe 1 : Partie expérimentale.

22.02.2022

Echantillon (qualitatif)
 PP 11 F Nosta 2021 Alpel. 1er lecture.










N°	Espèce	X Nou. Bic.	Gx	Nom sp
1			40x	Divisione <i>Dinophyts</i> <i>caudata</i>
2			40x	<i>Noctulica scintillans</i>
3			40x	<i>ceratium trapez</i>
4			40x	<i>ceratium fuscus</i>
5			40x	<i>protopendium</i> <i>claudicans</i>
6			x40	Debris
7			x40	<i>peridinium steinii</i> <i>holobacterium</i> <i>protopendium</i> sp. ???
8			x40	
9			x40	<i>Eunotia lunaris</i> var. <i>perlonga</i> sp. <i>arcuata</i>

Figure 17 : Relevé phytoplanktonique

Annexes

Annexe 2 : Résultats et discussion

Tableau VI : Présentation des indices de diversité calculé par Excel.

Régions	H'	J'	L'	Hmax
Marsa ben mhidi pp18	0.84956142	0.90308999	0.15071354	0,94
Benisaf pp16	0.57361062	0.73714541	0.18767507	0,77
Benisaf pp15	1.314161	0.95214483	0.0547756	1,07
Bouzedjar pp 14	0.94865499	0.91094839	0.13877266	1,04
Oran pp13	0.96780113	0.92933352	0.12099384	1,04
Mosta pp13	0.87403011	0.87403011	0.16787149	1
Mosta pp11	0.98915975	0.91658352	0.11705686	1,07
Tipaza pp9	0.13889903	0.11810226	0.34352485	1,17