

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

قالمة 1945 ماي 8 جامعة

Université 8 Mai 1945 Guelma

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine: Science de la Nature et de la Vie

Filière: Sciences Biologiques

Spécialité/Option: Microbiologie Appliquée

Département: Ecologie et Génie de l'Environnement

Thème

Approche qualitative et quantitative du phytoplancton du Lac Noir

Présenté par :

-Bellal Chahrazed

-Dardar Zahra

-Mosbah Sawsen

Devant la commission composée de :

Président(e) : Mr ROUIBI M.C.B Université de Guelma

Examineur : Mr ATHAMNIA M.C.B Université de Guelma

Encadreur : Mr ROUABHIA M.C.B Université de Guelma

Juillet 2019



Remerciements

Tout d'abord, nous remercions Allah tout puissant qu'il nous a guidé tout au long de nous vie, qu'il nous a donné courage et patience pour passer tous les moments difficiles, qu'il nous a donné la volonté de continuer mes études.

Un travail de recherche, nécessite le concours d'un certain nombre de personnes. Ce mémoire est aujourd'hui l'occasion de remercier toutes les personnes qui ont collaboré à ce travail.

Nos sincères remerciements vont à tous les enseignants du Département de SNV, de biologie et de l'écologie de l'Université de Guelma, et les responsables de laboratoire du Département.

Tout d'abord, nous tenons à remercier l'encadreur Mr ROUABHIA Kamel, Pour ses conseils et ses instructions ainsi les bonnes informations. et qu'ils ont mis à notre disposition tous les moyens et les ressources nécessaires à sa réalisation.

Nous remercions par ailleurs vivement les membres du jury Monsieur ROUIBI et Monsieur ATHAMNIA de nous avoir fait l'honneur de juger notre travail et d'assister à la soutenance.

Enfin, nous remercions toute personne qui a contribué de près ou de loin à l'accomplissement de ce travail.

MIERCI !

Dédicace

Avant tout, je dois remercier Dieu le tout puissant qui m'a donné

l'envie et la force pour mener à terme ce travail

Je dédie ce modeste travail :

A mes très chers parents, mes bijoux ; ma mère saliha , et Mon père mohamed taher ,pour leur patience, conseils, aident et aussi de m'encourager à la réalisation de ce modeste travaille je n'oublierai pas Fella c'est la femme de mon père.

A un personne très proche à mon cœur nour eddine kds.

A mes frères ;Nour el Islem et Zakaria .

Mes sœurs ; Fatima ; Meriem ;khawla ;Roumaissa et ses petits-enfants Abed el Nor ;Rahma ; Yasser ;Iyed et Moudjib el Rahmen.

A mes amies sans exception.

A mes collègues et enseignants qui m'ont orienté durant toute ma carrière d'étude.

A tous mes collègues de promotion avec qui j'ai passé des moments inoubliables, merci pour tous les souvenirs que je garderai à jamais.

ZAHRA

*Je commence ma dédicace au nom de dieu et le salut sur Mohamed
le messenger de dieu.*

Je dédie ce mémoire a

Mes parents :

*Ma mère zoubida qui a œuvré pour ma réussite de par son amour,
son soutien tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils,
pour toute son assistance et sa présence dans ma vie.*

*Mon père Djamel qui peut être fier et trouver ici le résultat de
longues années de sacrifices et de privations pour m'aider a avancé
dans la vie*

*A mes chères sœurs Rawya, Rajaa, Wissal pour leurs
encouragements permanents et leur soutien moral.*

*A toute ma famille pour leur soutien tout au long de mon parcours
universitaire sur tout ; Karim ; wahida ; soade ; Nawel.*

*A tous mes amies Afaf, Marwa ; Zahra, Chahra, Nawel et ma fiancé
Mohamed merci*

Sans oublier tous ceux qui connue pré ou loin.

SAWSEN

Au nom de Dieu le Miséricordieux, les prières et la paix soient sur notre maître Muhammad

Je dédie cette mémoire

A mon père « Ahmed » et ma maman « Chérifa » qui m'a soutenu et encouragé durant ces années d'études.

Qu'elle trouve ici le témoignage de ma profonde reconnaissance.

A mes frères « Yahia amen al-lah » et « Zakaria », mes grands parents « Frida et Aakila » et ceux qui ont partagé avec moi tous les moments.

d'émotion lors de la relation de ce travail. Ils m'ont chaleureusement supporté et

encouragé tout au long de mon parcours.

A ma famille « Sofia, Samira, Nourhane, Rym, Sabah, Hadjer, Malek, Yaniss et Oussama » , mes proches et à ceux qui me donnent de l'amour et de la

Vivacité.

A tous mes amis « Lina, Nawel, Zahra, Sawsen, Djamila, Abir et Afaf » qui m'ont toujours encouragé, et à qui je souhaite plus de

Succès.

A tous ceux que j'aime.

Merci !

CHAHRAZED

Sommaire

Remerciement

Didécace

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Sommaire

Introduction 1

Objectifs d'étude

Chapitre 1 : synthèse bibliographique

1. Généralités sur le phytoplancton	3
1.1 .Définition	3
1 .2 .Habitat et écologie.....	3
1 3. Systématique et clés d'identification du phytoplancton.....	4
1.3.1. Cas des algues vraies.....	4
1.3.2. Cas des Cyanobactéries	4
1 .4 .Classification des phytoplanctons	5
1.4.1. Cyanobactéries («algues bleues»)	5
1.4.2. Euglénophycées.....	6
1.4.3. Chrysophycées («algues dorées»)	6
1.4.4. Chlorophycées («algues vertes»).....	6
1.4.5. Diatomées (Bacillariophycées).....	7
1.5. Rôles du phytoplancton	7
1.5.1. Phytoplancton poumon de la planète.....	7
1.5.2. Interaction avec le climat	8
1.5.3. Chaîne alimentaire.....	8

1.5.4. Domaine alimentaire	9
1.5.5. Domaine pharmaceutique.....	9
1.5.6. Domaine cosmétique	9
1.5.7. Domaine environnemental	9
1.6. Facteurs influençant le développement du phytoplancton	10
1.6.1. Factures climatiques	10
1.6.1.1. Lumière	10
1.6.1.2. Vent	11
1.6.2.1. pH.....	11
1.6.2.2. Conductivité électrique.....	11
1.6.2.3. Température	11
1.6.2.4. Nutriments.....	12
1.6.2.4. Oxygène dissous (O ₂)	13
1.6.2.5. Salinité de milieu.....	13
1.6.3. Facteurs biologiques.....	14
1.6.3.1. Contrôle de la position dans la colonne d'eau.....	14
1.6.3.2. Broutage par le zooplancton.....	14
1.7. Effets nuisibles du phytoplancton	14
1.7.1. Intoxications diarrhéiques par les fruits de mer (DSP)	15
1.7.2. Intoxications paralysantes par les fruits de mer (PSP).....	15
1.7.3. Intoxications amnésiantes par les fruits de mer (ASP)	15
1.7.4. Intoxications neurologiques par les fruits de mer (NSP)	16
1.7.5. Intoxications de type ciguatériques (CFP)	16
1.7.6. Intoxications par les azaspiracides (AZP).....	16
1.7.7. Toxines Cyanobactériennes.....	17
1.7.8. Phycotoxines en l'eau douce.....	17

Chapitre 2 : Matériel et Méthodes

1. Présentation du Site d'étude	18
1.1. Parc national d'El KALA (P.N.E.K).....	18
1.2. Lac Noir.....	18
2. Méthodes de travail	19
2.1. Choix des stations de prélèvement	19
2.2. Prélèvement et stratégie d'échantillonnage.....	20
3. Matériel de mesure des paramètres physico-chimiques	21
3.1. Température	21
3.2. Potentiel d'hydrogène pH.....	22
3.3. Conductivité électrique.....	22
3.4. Oxygène dissous.....	22
3.5. Salinité.....	22
4. Identification et dénombrement du phytoplancton.....	22
5. Etude de la diversité	24
5.1.La richesse spécifique	24
5.2.L'abondance	24
5.3.La diversité.....	24

Chapitre 3 : Résultats et discussion

1. Résultats des paramètres physico-chimiques	26
1.1. Température	26
1.2. pH.....	26
1.3. Oxygène dissous.....	27
1.4. Conductivité électrique.....	28
1.5. Salinité.....	29
2. Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton au niveau du Lac Noir.....	29
2.1. Méthode d'observation (LAME ET LAMELLE)	29

2.1.1. Identification et distribution générique du phytoplancton au Lac Noir	29
2.1.1.1. Classification du phytoplancton au mois de mars	30
2.1.1.2. Distribution temporelle des classes phytoplanctoniques	32
2.1.1.3. Classification du phytoplancton au mois de mai	33
2.1.1.4. Distribution temporelle des classes phytoplanctoniques	37
2.1.1.7. Distribution totale des phytoplanctons au mois de mars et mai	40
2.2. Identification du phytoplancton	50
Conclusion.....	51
Référence Bibliographique.....	52

Annexes

Liste des Figures

Figure 1	Localisation du Lac Noir dans le PNEK (Google Maps 2019).	P19
Figure 2	Les stations de prélèvement (Photo prise par ROUABHIA K. 2019).	P20
Figure 3	Localisation des stations de prélèvement (Google Maps 2019).	P20
Figure 4	Photo présente les bouteilles de prélèvement (Photo prise par DARDAR Z. 2019).	P21
Figure 5	Photo de Multi paramètre de terrain de marque WTW (Multi 1970i).	P21
Figure 6	Photo présente la sédimentation de l'échantillon (Photo prise par DARDAR Z. 2019).	P22
Figure 7	Photos présentent les différentes étapes pour l'observation microscopique (Photo prise par DARDAR Z.2019).	P23
Figure 8	Variations de la température du Lac Noir.	P26
Figure 9	Variations du pH du Lac Noir.	P27
Figure 10	Variations des teneurs en oxygène dissous du Lac Noir.	P27
Figure 11	Variations de la conductivité électrique du Lac Noir.	P28
Figure 12	Variations de la salinité de l'eau du Lac.	P29
Figure 13	Contribution des classes phytoplanctoniques (%) dans l'abondance totale au mois de MARS.	P33
Figure 14	Contribution des classes phytoplanctoniques (%) dans l'abondance totale au mois de MAI.	P38
Figure 15	Indice de diversité et l'équitabilité.	P39
Figure 16	Contribution des classes phytoplanctoniques (%) dans l'abondance totale au mois de Mai Et Mars	P39
Figure 17	Distribution totale des phytoplanctons de Lac Noir.	P43

Liste des tableaux

Tableau 01	Classification des peuplements phytoplanctoniques du lac noir au mois de mars.	P30-32
Tableau 02	Classification des peuplements phytoplanctoniques du lac noir au mois de mai.	P33-37
Tableau 03	Distribution totale des populations phytoplanctoniques du lac Noir.	P40-43

Liste des abréviations

- DSP:** Diarrheic Shellfish Poisoning.
PSP: Paralytic Shellfish Poisoning.
ASP: Amnesic Shellfish Poisoning.
NSP: Neurotoxic Shellfish Poisoning.
CFP: Ciguatera Fish Poisoning.
AZP: Azaspiracides.
H': SHANON-WIENER.
E: Equitabilité.

Résumé

Notre travail a été effectué au niveau du lac noir, c'est une Lac tourbière avec une superficie de 5 hectares dans le complexe des zones humides d'El-Kala . Des Prélèvements mensuels ont été effectués au niveau de deux stations pendant mars et mai 2019, Afin d'évaluer la dynamique spatiotemporelle des différents espèces phytoplanctoniques au niveau du site d'étude en fonction des paramètres physico- chimiques du milieu. Les résultats des mesures des paramètres physicochimiques montrent que l'eau du lac relativement chaude et que ses changements sont saisonniers avec un pH alcalin en général. Les eaux sont bien oxygénées dans les deux stations, surtout pendant le mois de mars à cause de l'agitation de la colonne d'eau et une salinité très faible autour de 0 ppt le cas des eaux de surface. Les résultats de l'analyse phytoplanctonique nous a permis d'identifier 106 espèces appartenant aux 11 classes. L'indice de diversité de Shannon calculé à partir des effectifs montre que cette communauté est plus diversifiée au mois mai, et l'indice d'équitabilité de Pielou montre la bonne répartition des individus au mois mai.

Les mots clés : Paramètres physico-chimiques, phytoplancton, diversité, Lac Noir, El-Kala.

المخلص

تمت هذه الدراسة حول البحيرة السوداء هي بحيرة تبلغ مساحتها 5هكتارات في مجمع للأراضي الرطبة من الحضيرة الوطنية بالقالة. أخذت العينات شهريا من محطتين في مارس وماي 2019 لتقييم الحركية الزمانية المكانية لأنواع العوالق النباتية المختلفة في موقع الدراسة بناء على المعايير الفيزيائية للوسط. تظهر نتائج تحاليل العوامل الفيزيوكيميائية أن مياه البحيرة هي مياه دافئة نسبيا وتغيراتها موسمية مع درجة الحموضة القلوية بشكل عام. وهي مياه بها نسبة من الاوكسيجين جيدة في كل المحطات، وخصوصا خلال شهر مارس بسبب حركية وامتزاج من عمود الماء وملوحة منخفضة جدا تقارب الصفر وهي حالة كل المياه العذبة السطحية. سمحت نتائج تحليل العوالق النباتية بتحديد 106 أنواع ينتمون إلى 11 فئة. يظهر مؤشر تنوع شانون انطلاقا من كثافة الأنواع أن هذه العشيرة هي أكثر تنوعا في شهر ماي، ويظهر مؤشر الإنصاف Pielou () التوزيع الجيد للأنواع في شهر ماي.

الكلمات المفتاحية: العوامل الفيزيوكيميائية ، العوالق النباتية ، التنوع ، البحيرة السوداء ، القالة

Abstract

Our work has been done at the Black Lake; it is a peat bog with an area of 5 hectares in the complex of wetlands of El-Kala. Monthly sampling was carried out at two stations spanning March and May 2019, in order to evaluate the spatiotemporal dynamics of the different phytoplankton species at the study site according to the physicochemical parameters of the environment. The results of measurements of physicochemical parameters show that the water of the lake is relatively hot and that its changes are seasonal with an alkaline pH in general. The waters are well oxygenated at both stations, especially during the month of March because of the agitation of the water column and a very low salinity around 0 ppt the case of surface water. The results of the phytoplankton analysis allowed us to identify 106 species belonging to the 11 classes. The Shannon diversity index calculated from the numbers shows that this community is more diversified in the month of May, and Pielou's equitability index shows the good distribution of individuals in May.

Keywords: Physico-chemical parameters, phytoplankton, diversity, Black Lake, El-Kala.

Introduction



Introduction

Les eaux de surface occupent la plus grande partie du globe terrestre. Environ 98% de ces eaux sont des eaux marines. Les 2% restant constituent les eaux continentales représentées par les rivières, les lacs, les étangs ... A cause de leurs utilisations multiples, ces eaux continentales sont d'une très grande importance pour les activités humaines: pour les activités domestiques comme la consommation et les loisirs, pour les activités agricoles et halieutiques et pour les activités industrielles.

Les milieux aquatiques continentaux procurent une variété de biens et de services à l'homme, ce qui leur confère une valeur économique irremplaçable (**Costanza et al ., 1997**). L'eau potable est vraisemblablement le bien le plus précieux car elle est une ressource rare et vitale (**Gleick, 1993**). L'eau est également un élément indispensable utilisé par l'irrigation agricole, la production d'énergie et l'industrie.

Dans ces eaux continentales, le phytoplancton constitue la base de la chaîne trophique. Ce phytoplancton peut former des efflorescences par suite de prolifération d'une ou de quelques espèces dans des conditions hydro climatiques favorables et en particulier le déséquilibre du contrôle par la ressource nutritive ou par le broutage. Ainsi, l'apparition de ces efflorescences est liée à plusieurs facteurs, notamment aux concentrations élevées en nutriments (**Kilham et Kilham, 1984**), à la stabilité hydrodynamique (**Reynolds et al., 1993**) à la température (**Reynolds, 1998**) et à la lumière (**Dusenberry et al., 1999**). Ces efflorescences peuvent avoir de nombreuses conséquences sanitaires, écologiques et économiques.

Le phytoplancton est constitué de l'ensemble des micro-organismes végétaux en suspension dans l'eau, capables d'élaborer par photosynthèse leur propre substance organique, à partir de l'énergie solaire, de l'eau, d'oxygène et des sels nutritifs. Le rôle joué par le phytoplancton dans le fonctionnement des écosystèmes lacustres. De ce fait, les variations de la production biologique ont des conséquences majeures sur les flux de matières à l'intérieur de l'écosystème.

C'est dans ce cadre que cette étude est menée à travers ce sujet de mémoire. Nous avons défini comme thème de cette étude: Approche qualitatives et quantitatives des phytoplanctons du lac noir.

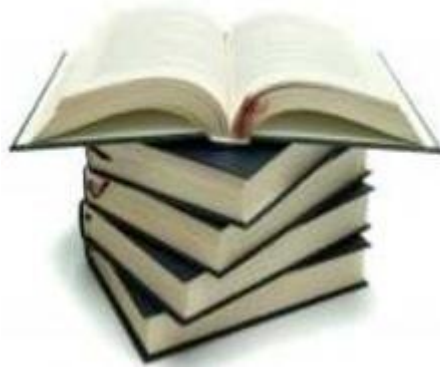
Le principal objectif de ce travail est de contribuer à l'acquisition d'une première base de données sur le phytoplancton du lac Noir, en termes qualitatif et quantitatif (composition, abondance et variations). Ces données, mise en relation avec les données limnologiques et

météorologiques, peuvent permettre une meilleure compréhension du fonctionnement écologique du lac noir.

Ce travail de recherche a donc porté sur :

- a) - la caractérisation de l'environnement physico-chimique des eaux du lac noir.
- b) - l'inventaire, l'identification et la classification du phytoplancton.
- c) -L'évaluation de la diversité à partir de calcul l'indice de SHANON-WIENER et l'équitabilité et la caractérisation du lac noir à travers les groupes fonctionnels qu'ils le peuple.

Chapitre 1
Synthèse bibliographique



Chapitre 1 : synthèse bibliographique

1. Généralités sur le phytoplancton

1.1 .Définition

Le phytoplancton du grec phyton : plante et planktos : errant, rassemble les organismes aquatiques flottant librement (**Prescott et al., 1995**). Il est constitué d'un ensemble hétérogène de micro-algues unicellulaires pouvant être solitaires ou groupées en colonies (**Stickney et al., 2000**), leur forme est extrêmement variée (**Zeitzschel, 1978**). La taille des cellules phytoplanctoniques varie de quelques microns jusqu'à quelques centaines de microns.

Caractérisé par la présence des pigments chlorophylliens majoritairement la chlorophylle a, leur métabolisme est dominé par le mode de vie autotrophe basé sur la photosynthèse, qui est la source principale voir unique de leur énergie (**Dauta et Feuillade, 1995**).

Certaines espèces « Principalement les Dinoflagellés » peuvent temporairement être hétérotrophes, donc ils sont qualifiés de « mixotrophes » (**Stickney et al., 2000**).

Ces organismes Phytoplanctoniques sont à la base de la chaîne trophique pélagique.

1 .2 .Habitat et écologie

Les organismes qui constituent le phytoplancton est d'une extrême plasticité écologique. Ces espèces très ubiquistes colonisent les biotopes terrestres et aquatiques (**Fogg et al., 1973**), et 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 (**Skulberg, 1996**).

Certaines espèces vivent en association avec des animaux comme des protozoaires, des éponges ou des ascidies (endozoïques), ou avec des végétaux comme des fougères aquatiques ou des angiospermes (endophytiques) (**Couté et Bernard, 2001**).

Elles peuvent encore vivre en symbiose avec des champignons et des algues vertes comme dans le cas des lichens. Au cas où elles sont strictement aquatiques, elles peuvent être planctoniques, vivant dans la colonne d'eau, ou benthiques, fixées ou très proches des

divers substrats (roches, coraux, algues, animaux) et se développent même à l'intérieur des sédiments (Mur *et al.*, 1999 ; Couté et Bernard, 2001).

Le phytoplancton comporte des organismes autotrophes qui possèdent, suivant les espèces, en plus de leurs remarquables possibilités d'adaptation à la température, une excellente adaptabilité aux variations lumineuses grâce à une composition pigmentaire qui leur permet d'utiliser une large gamme du spectre lumineux.

1.3. Systématique et clés d'identification du phytoplancton

Le phytoplancton regroupe deux types d'organismes qui diffèrent au niveau cytologique essentiellement par la présence (eucaryotes) ou non (procaryotes) d'un noyau cellulaire (ADN confiné dans une enveloppe nucléaire) (Prescott *et al.*, 1995).

Selon qu'il s'agit d'algues vraies (eucaryotes) ou de Cyanobactéries (procaryotes), les clés permettant l'identification du phytoplancton peuvent être résumées comme suit :

1.3.1. Cas des algues vraies

Dans la systématique des algues vraies, les critères de classification proposée par (Bourelly, 1985) sont :

- ✓ La nature chimique des chlorophylles, des autres pigments et des réserves. La cytologie du noyau et de l'appareil flagellaire.
- ✓ Les caractères cytologiques.
- ✓ Le mode de reproduction et la complexité structurale.
- ✓ Les caractères morphologiques.

1.3.2. Cas des Cyanobactéries

Dans la systématique des Cyanobactéries, les caractères morphologiques représentent les clés essentielles d'identification, dont les critères proposés par (Bourelly, 1985) sont :

- ✓ La structure de la micro-algue « cellulaire ou filamenteuse ».
- ✓ La forme de la colonie ou du trichome.
- ✓ La taille des cellules.
- ✓ La gaine gélatineuse « couleur et aspect ».

- ✓ La présence ou non, de structures cellulaires caractéristiques « Akinètes, hétérocystes et vacuoles gazeuses ».

1.4 .Classification des phytoplanctons

En classification phylogénétique, les algues sont un groupe poly phylétique (elles ne sont donc pas issues d'un seul ancêtre commun):ainsi, **De(Reviere ,2002, 2003)** distingue 11groupes, nous reprendrons ici uniquement les groupes les plus significatifs du plancton d'eau douce en insistant sur un point important: les algues bleues sont en fait des procaryotes (pas de vrai noyau) classées maintenant parmi les eubactéries alors que toutes les autres algues sont des eucaryotes (un vrai noyau)[1].

Classification:

- ❖ Les Cyanobactéries («algues bleues»)
- ❖ Les Euglénophycées
- ❖ Les Chrysophycées («algues dorées»)
- ❖ Les Chlorophycées («algues vertes»)
- ❖ Les diatomées (Bacillariophycées)

1.4.1. Cyanobactéries («algues bleues»)

Les cyanobactéries vivent presque partout, y compris dans des conditions extrêmes, des glaces polaires aux sables des déserts, des geysers aux lacs très chauds et acides des cratères volcaniques. Les cellules sont de très petite taille (de 1 à quelques dizaines de micromètres) et forment souvent des colonies ou des filaments.

Leur couleur sur le terrain est plutôt vert foncé, violette ou noirâtre, conjonction de l'association de la chlorophylle a avec deux pigments accessoires, un rouge et un bleu. Leur appellation d'algues bleues vient plutôt de leur apparence bleutée au microscope [2].

Les cyanobactéries, organismes procaryotes, regroupent plus de 110 genres et environ 1000 espèces .La plupart des cyanobactéries sphériques appartiennent à la famille des Chroococcacées et les filamenteuses aux familles des Nostocacées et Oscillatoriacées (**Bourrelly ,1985**).

Les cellules appartenant à cette classe se caractérisent par l'absence de noyau, de plaste et de reproduction sexuée. Les cyanobactéries (ou « algues bleues ») se distinguent des procaryotes hétérotrophes par la présence de chlorophylle a et de pigments accessoires (phycocyanine, phycoérythrine, caroténoïdes) (**Ganf et al., 1991 ; Schagerl et Donabaum 2003 ; Colyer et al., 2005**). Certaines cyanobactéries possèdent des vacuoles gazeuses qui leur permettent de réguler leur position dans la colonne d'eau et de se maintenir à une profondeur où la température, la lumière et les éléments nutritifs sont favorables à leur développement.

1.4.2. Euglénophycées

Sont réparties en 13 genres et plus de 2000 espèces. Ils sont presque tous unicellulaires, sans paroi cellulaire, possèdent un, deux ou trois flagelles qui émanent d'une invagination de la membrane cellulaire, une vacuole contractile et un stigma orange à rouge composé de globules de caroténoïdes (**Rosowski, 2003**). Bien que certaines euglènes soient non pigmentées, phagotrophes (capable d'ingérer des particules solides) et par conséquent considérés comme des protistes animaux (ex protozoaires), la plupart sont photosynthétiques et parfois hétérotrophes (**Bourelly, 1985a**).

1.4.3. Chrysophycées («algues dorées»)

Sont des algues unicellulaire indépendantes ou vivant en colonies elles forment rarement un thalle de structure simple leurs cellules possédant un ou plusieurs plastes jaunes ou bruns cette couleur est due à l'abondance des xanthophylles et a des caroténoïdes (β -carotène) masquant les chlorophylles a et c.

Le nombre de flagelles est variable. La plupart des cellules sont uniflagellées mais d'autres possèdent deux flagelles généralement de même taille. Beaucoup des espèces appartenant à cette classe n'ont pas de paroi cellulaire mais sont juste entourées d'une membrane cytoplasmique. D'autres possèdent une surface cellulaire couverte de plaques ou d'écailles siliceuses ou calcaires [3].

1.4.4. Chlorophycées («algues vertes»)

Les chlorophycées sont des microalgues vertes vivant isolées ou organisées en colonies dans les eaux marines et douces des zones tempérées et chaudes.

De couleur verte (chlorophylle a et b et caroténoïdes jaunes). On trouve des formes unicellulaires flagellées ou non flagellées, des formes coloniales et des formes filamenteuses ramifiées ou non [2].

Les chlorophycées forment un groupe extrêmement vaste et morphologiquement très diversifié. Elles sont réparties en 4 classes : les Euchlorophycées, les Ulothricophycées, les Zygothricophycées et les Charophycées.

Celles-ci comportent environ 500 genres, représentant plus de 15000 espèces (John, 1994).

1.4.5. Diatomées (Bacillariophycées)

Algues unicellulaires dont le squelette externe est siliceux, elles ont une couleur caractéristique brun jaune due à la présence de chlorophylle a et c et de caroténoïdes jaunes et bruns. Elles peuvent être solitaires ou former de colonies ou des filaments [4].

Ce groupe englobe plus de 100 000 espèces et on estime que seulement près de 15 000 ont été identifiées à ce jour. C'est un des groupes les plus importants du phytoplancton même si beaucoup d'espèces sont sessiles ou associées aux substrats littoraux [4].

1.5. Rôles du phytoplancton

1.5.1. Phytoplancton poumon de la planète

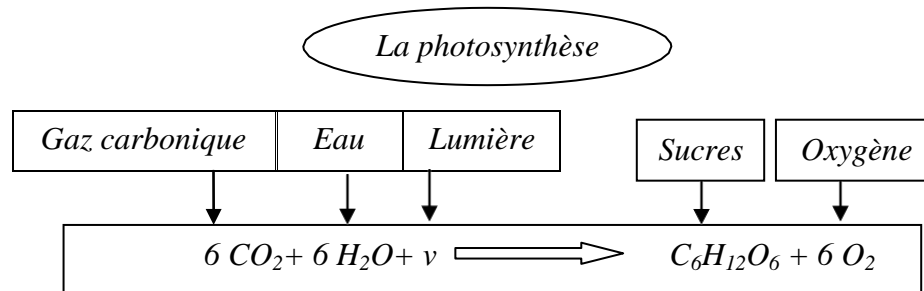
Contrairement aux idées reçues ce ne sont pas uniquement les forêts qui constituent le poumon de planète.

À l'instar des plantes terrestres le phytoplancton est constitué d'organismes photosynthétiques pourvus de chlorophylle grâce à laquelle il peut capter l'énergie solaire, la lumière du soleil, le dioxyde de carbone et les sels minéraux dissous dans l'eau (principalement l'azote et le phosphate) suffisent au phytoplancton pour se développer et produire de l'oxygène.

Qui va diffuser à la surface des océans dans l'atmosphère [5].

Le phytoplancton produit ainsi plus de la moitié de l'oxygène sur terre alors qu'il ne représente que 1 de la biomasse d'organisme photosynthétique [5].

Le phytoplancton a besoin de lumière, d'eau et de nutriments pour effectuer la photosynthèse et produire des hydrates de carbone.



1.5.2. Interaction avec le climat

Malgré leur taille infinitésimale, les organismes phytoplanctoniques jouent un rôle majeur sur notre climat. Lorsque les cellules meurent et se brisent, elles perdent leur flottabilité et coulent vers les profondeurs. La matière organique qui les constitue, comprenant du carbone, se retrouve alors séquestrée dans le plancher océanique pour des périodes de temps géologiques [6].

Ce processus, appelé la « pompe biologique de carbone » permet de mitiger l'accroissement de ce gaz à effet de serre dans notre atmosphère et ainsi de réguler les variations de température à la surface du globe. Une goutte d'huile dans le contenu cellulaire de certaines espèces de phytoplancton est probablement à l'origine de la formation des réserves de pétrole sur terre, après que des milliards de ces organismes se soient accumulés dans les fonds marins après leur mort. En brûlant ce pétrole fossile, nous rendons à l'atmosphère en quelques dizaines d'années le CO_2 que ces algues avaient permis de séquestrer pendant plusieurs de dizaines de millions d'années [6].

1.5.3. Chaîne alimentaire

Le phytoplancton est appelé « producteur primaire » car il a la capacité de transformer la matière inorganique (CO_2 , sels minéraux, eau, lumière...) en matière organique, utilisable ensuite par les autres organismes vivants:

- Zooplancton permanent: crustacés (copépodes, daphnies, ...), ptéropodes.
- zooplancton temporaire herbivore : larve de bivalves, de certains crustacés (balanes, ...)
- mollusques bivalves filtreurs (moules, huîtres, ...)

- crustacés phytophages (balanes) [7].

L'autre rôle et les domaines d'utilisation:

1.5.4. Domaine alimentaire

Les micros algues constituent un réel apport nutritif elles sont utilisées dans l'alimentation animale et humaine et dans l'aquaculture elles servent à fabriquer des colorants en industrie alimentaire (Leclerc, 2010).

1.5.5. Domaine pharmaceutique

Les micros algues représentent une source intéressante de molécule bioactive et de toxines utilisables dans le développement de nouveau médicament pour le traitement de maladies cancéreuses (Pulz et al., 2004).

Depuis longtemps plusieurs utilisations d'algues ont acquis leur titre de noblesse en tant que médicaments. Il en est ainsi par exemple de l'algue rouge *Digenea simplex*, jadis utilisée au Japon comme antihelminthique (Leclerc, 2010).

Autre exemple les fibres d'alginate de calcium commercialisées sous le nom de CoalganR sont également très connues pour leurs effets sur l'hémostase et la réparation tissulaire. Présenté se forme de tampon. (Leclerc, 2010).

1.5.6. Domaine cosmétique

Plusieurs espèces de microalgues sont utilisées industriellement dans le domaine cosmétique (Pulz et al., 2004) principalement les deux espèces *Arthrospira* et *Chlorella*. Des extraits d'algues ayant une activité antioxydant sont exploités pour la fabrication des produits de soins capillaires soins antirides ainsi que dans les crèmes solaires.

Les pigments issus des microalgues (phytoplancton) sont également utilisés pour les cosmétiques.

1.5.7. Domaine environnemental

- ✓ Les principales applications environnementales des phytoplanctons 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**).

1.6. Facteurs influençant le développement du phytoplancton

L'efficacité de développement du phytoplancton dépend de plusieurs paramètres environnementaux, physiques ou biologiques ; liés aux caractéristiques intrinsèques de l'espèce algale et de la géométrie du système de production. Les paramètres les plus importants sont la lumière, la température, le pH, la salinité, les concentrations en éléments nutritifs ... etc.

1.6.1. Factures climatiques

1.6.1.1. Lumière

L'apport de l'énergie lumineuse peut se produire de manière naturelle grâce à l'énergie solaire ou bien artificiellement grâce à des tubes fluorescents émettant la lumière à une longueur d'onde ou bien spécifique.

La lumière est essentielle du développement des phytoplanctons. Elle leur permet de réaliser la photosynthèse grâce aux pigments chlorophylliens. L'énergie lumineuse est alors convertie en énergie chimique. Le phytoplancton requiert un éclairage minimal pour accomplir la photosynthèse, cette dernière est inhibée à des intensités d'éclairages trop élevées. Un bon éclairage est donc indispensable pour une croissance cellulaire importante. Les dispositifs d'éclairage peuvent être naturels exploitants directement l'énergie solaire ou bien artificiels (**Moroo et al., 2000**).

1.6.1.2. Vent

Le vent a une grande influence sur la transparence de l'eau et le déplacement des espèces (Demers *et al.*, 1987 ; Millet, 1989; Carrick *et al.*, 1993 ; Herrera-Silveira et Comin, 1995 ; De Casabianca et Kepel, 1999).

1.6.2. Facteurs physico-chimiques

1.6.2.1. pH

Ce paramètre dépend notamment de la concentration de CO₂ dissous dans le milieu régie par les équilibres chimiques entre les différentes formes de carbone dans l'eau (CO₂ H₂CO₃ HCO₃⁻).

Le pH est le paramètre essentiel pour qualifier l'acidité ou la basicité d'une solution aqueuse. Il est en fonction de la quantité d'acide ou de base présent dans la solution et du degré de dissociation de l'acide ou de la base, ce facteurs traduit l'activité des ions H₃O⁺ ou OH⁻ dans le milieu aqueux. Le pH d'une eau naturelle peut varier de 4.5 à 8.3 en fonction de la nature acide ou basique des terrains traversés (R.Bourriier et Béchir Selmi, 2011).

1.6.2.2. Conductivité électrique

La conductivité d'une eau est un critère qui donne une information sur son ionique chimique et sur la concentration des ions d'une solution elle est exprimé en $\mu\text{s/cm}$ (M.Dore, 1995).

1.6.2.3. Température

Il est important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et des gaz, dans la dissociation des sels dissous, donc sur la conductivité électrique et dans la détermination du PH (J-Rodier, 1984).

Les micros algues tolèrent en général une gamme de température comprise entre 15 et 26°C avec une concentration cellulaire optimale aux alentours de 23°C. Cet intervalle dépend de l'espèce algale (Kumar *et al.*, 2011).Donc La température joue un rôle primordial, car elle exerce une action directe sur l'évaporation de l'eau et par conséquent sur la salinité (Belkheir et Hadj Ali, 1981). En plus, elle représente un facteur limitant de

toute première importance, car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait la répartition des espèces (**Ramade, 1984**).

1.6.2.4. Nutriments

On distingue :

❖ Carbone

La source de carbone d'une culture algale en condition d'autotrophie est présente en phase liquide sous forme de différentes espèces en équilibre : CO_2 , H_2CO_3 , HCO_3^- et CO_3^{2-} .

Durant la photosynthèse, la consommation du CO_2 entraîne une augmentation progressive du PH, alors qu'en présence de concentrations importantes de CO_2 dissous, le PH chute entraînant une consommation moindre de CO_2 .

L'espèce algale peut avoir l'une des formes du carbone (CO_2 ou HCO_3^-) selon le mécanisme biologique de concentration du CO_2 . Généralement, les microalgues présentent une préférence vis-à-vis du CO_2 comme source de carbone inorganique (**Kumar et al., 2010**).

❖ Azote

L'azote constitue un élément nutritif essentiel pour la croissance algale. La source d'azote pour la culture peut être organique (urée) ou inorganique (nitrate NO_3^- , ammoniacque NH_4^+) (**Alcaine et al., 2010**). L'azote est impliqué dans les principales voies métaboliques des microalgues. Ainsi, une augmentation de la concentration d'azote, jusqu'à une certaine valeur limite, entraîne une productivité cellulaire et protéique plus importante et une synthèse plus significative de chlorophylle.

La carence de cet élément induit une accumulation importante de réserve lipidique (acides gras polyinsaturés) (**Chen et al., 2011**).

❖ phosphore

Le phosphore est impliqué dans plusieurs voies métaboliques et régulations cellulaires (**Chen et al., 2011 ; Droop, 1973**). Il représente environ 1% de la matière sèche algale les microalgues sont capables d'utiliser les formes inorganiques du phosphore ainsi

que ses formes organiques via le phénomène d'hydrolyse grâce à une enzyme de la famille des phosphatases (Alcaine et al., 2010).

❖ silice

Sa source reste principalement naturelle Elle est issue de la dégradation des roches en oxyde de silicium. Petit à petit de la silice est libérée puis transportée par ruissellement jusqu'aux milieux aquatiques .elle finissent par s'y accumuler quand le courant et la topographie le permettent. La présence de silice dans l'eau et son abondance influencent surtout le développement des diatomées. (Leclerc, 2010).

❖ Micros éléments

Plusieurs microéléments organiques et inorganiques sont nécessaire à la croissance des microalgues tels le soufre, le fer, le magnésium,..... etc. (Leclerc, 2010).

Une carence en l'un de ces microéléments peut induire une diminution de la croissance algale. En effet, une carence en soufre induit une inhibition de la synthèse protéique et de l'activité photosynthétique des microalgues. Une carence en fer entraîne des changements métaboliques cellulaires à travers une diminution de la densité et de la taille cellulaire et une inhibition de la synthèse protéique et lipidique. Cet élément intervient également comme catalyseur lors de la synthèse de la chlorophylle.

Le magnésium est indispensable à l'activité nitrogénase dans le métabolisme cellulaire des microalgues. Une carence en cuivre est susceptible d'effectuer le mécanisme photosynthétique des microalgues. Une carence en molybdène peut influencer sur le processus métabolique d'assimilation de l'azote au niveau cellulaire (Leclerc, 2010).

1.6.2.4. Oxygène dissous (O₂)

L'oxygène constitue un excellent indicateur du fonctionnement du plan d'eau à différents titre : sur le plan physique comme indicateur de pollution ; et biologique comme vital aux organismes vivants (CRE Laurentides, 2009).

1.6.2.5. Salinité de milieu

La présence de sel dans l'eau modifie certaines propriétés (densité, compressibilité, point de congélation, température du maximal de densité), d'autre (viscosité, absorption de la lumière) ne sont pas influencées de manière significative. Enfin certains sont

essentiellement déterminés par la qualité de sel dans l'eau (conductivité, pression osmotique). On utilise le même multi-paramètre pour mesurer la salinité (**Bousaaroura, 2011**).

1.6.3. Facteurs biologiques

Parmi les facteurs biologiques les plus importants qui contrôlent le développement du phytoplancton, on peut citer :

1.6.3.1. Contrôle de la position dans la colonne d'eau

La régulation de la position dans la colonne d'eau par l'intermédiaire de vacuoles gazeuses est l'une des caractéristiques des Cyanobactéries (**Olivier et Ganf, 2000**). Ce mécanisme leur permet d'exploiter les gradients opposés de lumière et de sels nutritifs qui peuvent apparaître (**Reynolds, 1992**).

1.6.3.2. Broutage par le zooplancton

Le zooplancton est l'ensemble des organismes animaux incapables de lutter contre les courants d'eau (**Henning et al., 1991**). Le broutage du phytoplancton par le zooplancton est l'un des facteurs de contrôle descendant (**Lampert, 1987**).

Le broutage s'exerce peu sur les Cyanobactéries, car elles ont développé de différents moyens de défense pour éviter leur consommation. Elles sont capables de libérer des composés chimiques qui leur procureraient « un mauvais goût » (**Haney, 1987**), ou bien leur association en colonies ou leur forme filamenteuse ne permettent pas aux zooplanctons de réaliser leurs mécanismes de filtration ou de broutage (**Lampert, 1987 ; Bouvy et al., 2001**). Ces mécanismes, en plus de les protéger, leur assurent un avantage compétitif envers les autres groupes du phytoplancton, car ceux-ci subiraient une plus grande pression de broutage (**Bouchard, 2004**).

1.7. Effets nuisibles du phytoplancton

Les toxines de phytoplancton peuvent être libérées dans l'eau (exotoxines) ou restent dans les cellules (endotoxines).

Les exotoxines agissent directement sur les animaux et les végétaux. Les endotoxines quant à elles n'expriment leur toxicité qu'une fois l'algue ingérée. Les toxines peuvent remonter tous les niveaux de la chaîne alimentaire marine.

La plupart des algues toxiques pour l'homme sont des dinoflagellés mais il y a aussi quelques espèces de diatomées et des cyanobactéries.

Les effets des toxines d'algues sur l'homme, en générale ce sont surtout des troubles gastro-intestinaux et/ou neurologiques. Les toxines lipophiles c'est-à-dire solubles dans les graisses agissent directement au niveau du système digestif. Les molécules hydrophiles passent dans le sang.

En générale, les toxines sont spécifiques des espèces qui les fabriquent. Il arrive cependant que certaines algues détiennent plusieurs toxines dans leur arsenal de défense (Leclerc, 2010).

1.7.1. Intoxications diarrhéiques par les fruits de mer (DSP)

Les toxines diarrhéiques (DSP ou Diarrheic Shellfish Poisoning) des dinoflagellés provoquent des diarrhées des vomissements et des douleurs abdominales.

Différentes espèces de *Dinophysis* peuvent en produire. Il y a aussi *Protoceratium reticulatum*, *Prorocentrum lima*, et une espèce récemment découverte, *Azadinium spinosum*. Aux commandes des toxines comme l'acide okadaïque et ses dérivés (dinophysistoxines) mais aussi des yessotoxines, des pecténotoxines et des azaspiracides. Ce sont des molécules lipophiles (Leclerc, 2010).

1.7.2. Intoxications paralysantes par les fruits de mer (PSP)

(PSP ou Paralytic Shellfish poisoning) ce sont les plus rapides à survenir. Ils se traduisent par des picotements et un engourdissement des lèvres qui s'étend ensuite au visage et aux extrémités. Maux de tête, nausées et vertige.....

Plusieurs espèces de dinoflagellés du genre *Alexandrium* (*Gonyaulax* ou *Protogonyaulax*) en produisent. Tout comme *Gymnodinium catenatum*, *Pyrodinium bahamense var. compressa*. Lima. Les poisons sont la saxitoxine, la nœosaxitoxine ou les gonyautoxine (Leclerc, 2010).

1.7.3. Intoxications amnésiantes par les fruits de mer (ASP)

(ASP ou Amnesic Shellfish poisoning) les premières symptômes sont de type gastro - intestinal puis les symptômes neurologiques.

L'acide est responsable de ces intoxications. On en trouve dans les diatomées *Pseudo-nitzschia pungens*, *P.pseudodelicatissima*, *P.multiseriis* et *P.australis* (Leclerc, 2010).

1.7.4. Intoxications neurologiques par les fruits de mer (NSP)

(NSP ou Neurotoxic Shellfish Poisoning) quant à elles déclenchent des diarrhées, des vomissements, elles s'accompagnent de douleurs musculaires.

Les intoxications neurologiques sont provoquées par un groupe de toxines rassemblées sous l'appellation de brevéttoxines (Richardson, 1997). Ce sont des polyéthers liposolubles (Baden et Trainer, 1993). Ces toxines sont responsables des mortalités chez les mammifères marins (Anderson et White, 1992). Les NSP sont caractérisées par des symptômes neurologiques (Richardson, 1997), qui ne sont pas aussi sévères que les PSP (Steidinger et Baden, 1984).

1.7.5. Intoxications de type ciguatériques (CFP)

(CFP ou Ciguatera Fish Poisoning) est à elle seule la plus fréquente des intoxications alimentaires liées à la consommation de produits de la mer. Elle touche 10000 à 50000 personnes chaque année. Ses symptômes ressemblent à ceux de la NSP. Les toxines sont produites par des dinoflagellés vivant sur les algues marines des récifs coralliens. Les poissons mangent ces algues et ingèrent du même coup les dinoflagellés toxiques. Les toxines solubles dans les graisses s'accumulent dans les tissus adipeux des poissons et remontent la chaîne alimentaire jusqu'à l'homme.

Les espèces de micros algues productrices sont: *Gambierdiscus toxicus*, *Prorocentrum spp*, *Ostreopsis spp*, *Coolia monotis*, *Thecadinium sp*, et *Amphidinium carterae*. Les toxines sont la ciguatoxine et la maitotoxine (Leclerc, 2010).

1.7.6. Intoxications par les azaspiracides (AZP)

Un événement d'intoxication alimentaire associé à la consommation de moules a été observé en 1995 au Pays Bas (Satake et al., 1998). Une nouvelle toxine « l'azaspiracide » a été identifiée comme responsable de ces intoxications et l'organisme producteur, non identifié avec certitude jusqu'à l'heure actuelle. La toxine serait d'origine phytoplanctonique (Gailhard, 2003).

1.7.7. Toxines Cyanobactériennes

Plusieurs espèces de Cyanobactéries sont capables de produire des toxines qui provoquent l'intoxication de l'Homme et de l'animal, lors de la consommation ou l'exposition à l'eau (Turner et al., 1990). Les facteurs à l'origine de la synthèse des toxines ne sont pas très bien connus, mais pourrait être liée une faible concentration en fer et une abondance en zinc (Lukac et Aegerter, 1993).

1.7.8. Phycotoxines en l'eau douce

En l'eau douce, le danger des algues toxiques n'est pas tellement lié à l'accumulation des toxines dans le tube digestif des animaux filtreurs ou brouteurs. C'est la consommation directe d'une eau contaminée qui peut être dangereuse (Leclerc, 2010).

Chapitre 2

Matériel et méthodes



Chapitre 2 : Matériel et méthodes

1. Présentation du Site d'étude

1.1. Parc national d'El KALA (P.N.E.K)

L'Algérie est riche en zones humides qui jouent un rôle important dans les processus vitaux, entretenant des cycles hydrologiques et accueillant poissons et oiseaux migrateurs. Pour rappel, 1451 zones humides sont recensées en Algérie : 762 naturelles et 689 artificielles. Ces zones sont réparties en cours d'eau, lacs, barrages et chotts. Milieux privilégiés de transit mais aussi de reproduction pour des milliers d'oiseaux migrateurs, ces zones sont classées et protégées à l'échelle nationale et internationale. La plaine de Guerbaz, à Skikda, le lac de Fetzara à Annaba, la zone humide d'El-Kala à El-Tarf le (PNEK), le barrage de Djorf Torba à Béchar figurent sur la liste de ces zones humides [8].

Le P.N.E.K situé au nord Est de Algérie limité à l'Est et sud Est par la Tunisie au nord par la mer méditerranée à l'Ouest et Sud-Ouest les monts de zitouna les pleins d'El taraf et les dunes de brihan. Il présente une superficie d'environ 76 438 hectares (**Brahmia, 2002**). Le P.N.E.K comprend de nombreuses zones humides, dont les plus importantes : le lac Tonga, Oubeira, la lagune d'El-Mellah, le lac Bleu, la tourbière d'Ain-Khiar, le marais de Bouredim, et le lac Noir, qui fut ajouté en 2002 à la liste de Ramsar. Dans notre étude, nous nous sommes intéressés à un plan d'eau du P.N.E.K, le lac Noir.

1.2. Lac Noir

Le lac noir est situé dans le parc, dans sa partie Nord- Ouest à proximité de Bordj Ali Bey, il est classé site Ramsar en 2003 sous le type de zone humide de tourbière morte. Ce lac de 5 ha a le statut de réserve intégrale dans le zoning de parc.

La Tourbière du lac Noir, située dans le complexe des zones humides d'El Kala, est un ancien lac asséché accidentellement par deux actions conjuguées liées à l'ouverture d'un forage important, à proximité du site, et la route n° 109 reliant les villes de Annaba et El Kala de distantes de 80 Km l'une de l'autre. Elle fait partie de la commune de Berrihane, de la daïra de Bouteldja et de wilaya d'El Tarf et se localise dans le complexe des zones humides d'El Kala. Depuis, seule reste la tourbière sous-jacente qui, aujourd'hui, a remplacé l'ancien site considéré comme la deuxième station où l'on recensait les nénuphars jaunes [9].



Figure 1: Localisation lac Noir dans le PNEK (Google Maps 2019).

2. Méthodes de travail

2.1. Choix des stations de prélèvement

Notre étude a fait l'objet d'un échantillonnage mensuel durant une période s'étalant du mois de mars et mai 2019.

Pour contribuer à l'identification du phytoplancton au lac noir nous avons choisi deux points de prélèvement.



Figure 2 : Les stations de prélèvement (Photo prise par ROUABHIA K. 2019).

2.2. Prélèvement et stratégie d'échantillonnage

Le prélèvement et l'échantillonnage représentent des étapes primordiales dans l'acquisition des résultats. En effet, quelle que soit la qualité de l'analyse proprement dite, les résultats n'auront de signification que s'ils ne sont pas entachés d'erreurs inhérentes au travail réalisé à bord [10].



Figure 3 : Localisation des stations de prélèvement (**Google Maps 2019**).

Lors de notre étude, des prélèvements mensuels ont été effectués pendant une période qui s'est étendue du mois de mars et mai 2019 au niveau du Lac noir, et sur deux stations. La collecte du phytoplancton a été effectuée en surface à l'aide d'une bouteille d'eau d'une capacité d'un litre à prélèvement destinée au dénombrement et l'identification du phytoplancton (**Grzebyk et al., 1998**).

Après le remplissage du flacon d'échantillonnage. On doit parfois ajouter des réactifs immédiatement, Pour analyser certains paramètres ou préserver les échantillons pour une analyse ultérieure et l'observation des espèces rares. Donc Certains échantillons ont été fixés au Lugol (**Grzebyk et al., 1998**). Dès que l'échantillon est prélevé, chaque bouteille est munie d'une étiquette sur laquelle sont notés la date, le nom de la station, ainsi que le motif de l'analyse, puis transporter à l'obscurité, ce qui permet d'assurer une conservation satisfaisante (**Rodier et al., 1996**).



Figure 4 : Photo présente les bouteilles de prélèvement (Photo prise par DARDAR Z. 2019).

3. Matériel de mesure des paramètres physico-chimiques

Les mesures des paramètres in situ : la température ($^{\circ}\text{C}$), pH, conductivité électrique ($\mu\text{S}/\text{cm}$), et oxygène dissous (mg/l) ont été effectuées au niveau de chaque station au moment du prélèvement à l'aide d'un multi paramètre (WTW Multi 1970i) (fig.5).

L'opération consiste à faire plonger la sonde dans l'eau puis attendre quelques secondes avant de lire le résultat après la stabilisation de l'affichage de la valeur sur l'écran.



Figure 5 : Photo de Multi paramètre de terrain de marque WTW (Multi 1970i).

Après prélèvement des échantillons d'eau, nous avons procédé à la mesures des paramètres physico-chimiques

3.1. Température

La température est mesurée à l'aide d'un thermomètre. La lecture est faite après avoir plongé le thermomètre dans l'eau pendant quelques secondes.

3.2. Potentiel d'hydrogène pH

Le pH est mesuré à l'aide d'un pH mètre de terrain « PHWE », la mesure est réalisée selon les étapes suivantes : plonger la sonde du pH mètre dans l'eau. Attendre quelques secondes la stabilisation de l'affichage sur l'écran, puis lire le résultat de la mesure.

3.3. Conductivité électrique

La conductivité est la mesure de la capacité de l'eau à conduire le courant électrique. Elle est déterminée par l'utilisation d'un appareil de conductimètre.

3.4. Oxygène dissous :

La concentration en oxygène dissous dans l'eau est communément exprimée en milligramme par litre (mg/l) ou en pourcentage de saturation (CRE Laurentides, 2009).

3.5. Salinité

On utilise le même multi-paramètre pour mesurer la salinité.

4. Identification et dénombrement du phytoplancton

L'identification et le dénombrement du phytoplancton ont été effectués selon la méthode classique (LAME ET LAMELLE) sur des échantillons fixés et placés dans des éprouvettes à sédimentation de 50 et 55 ml.



Figure 6: Photo présente la sédimentation de l'échantillon (Photo prise par DARDAR Z. 2019).

Dans un premier temps les échantillons destinés à la détermination des espèces ont été analysés comme suit. Après le dépôt des espèces phytoplanctoniques lugolées (5%) au fond du flacon, une goutte d'eau est prélevée au fond à l'aide d'une micropipette après homogénéisation. Cette goutte est déposée entre lame et lamelle puis observée au microscope optique à l'objectif 100 par un balayage de toute la surface de la lamelle. Afin de minimiser l'erreur, trois lames sont dénombrées pour chaque échantillon et seules les valeurs moyennes sont prises en considération.

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), ainsi que différents ouvrages et publications traitant la taxonomie du phytoplancton, ont aidé à réaliser l'identification tels que : (Trégouboff et Rose 1978), (Straub 1984), (Nezan et al., 1997), (Hansen et al., 2001), (Pierre, 2001), (Straub et al., 2004), et (Bafu ,2007). L'analyse quantitative des phytoplanctons se fait en même temps que l'analyse qualitative.

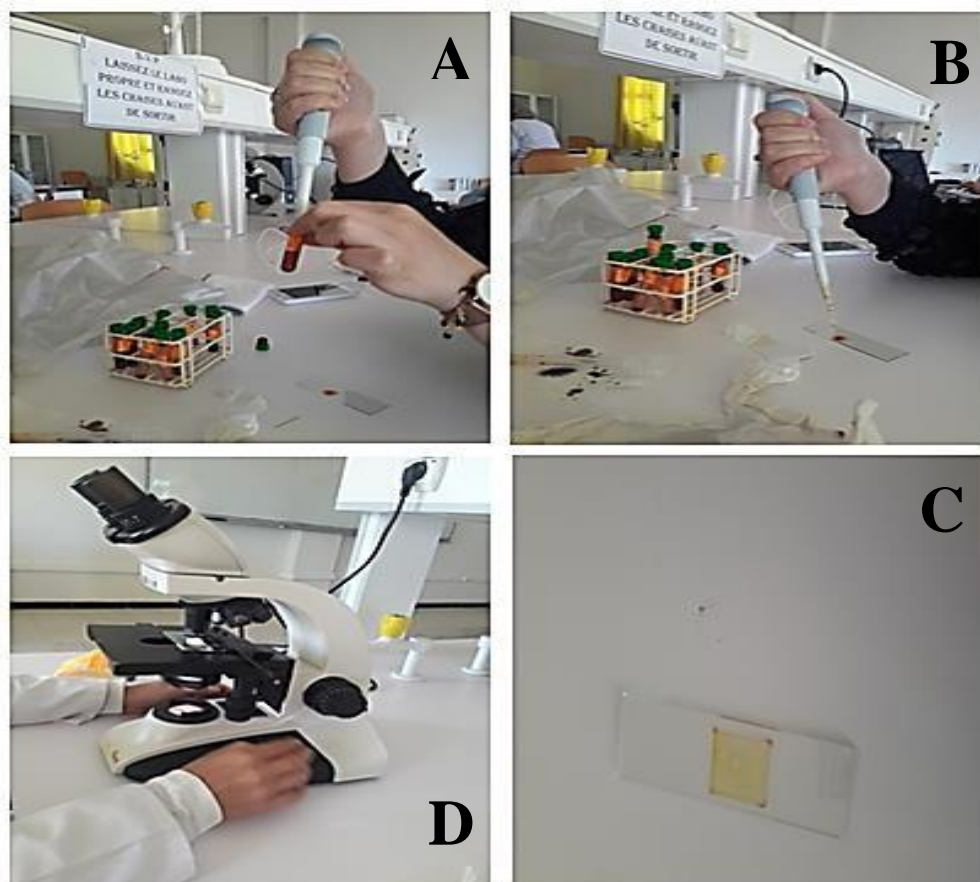


Figure 7: Photos présentent les différentes étapes pour l'observation microscopique

(Photo prise par DARDAR Z. 2019).

5. Etude de la diversité

5.1. La richesse spécifique

C'est le nombre total des diverses catégories taxonomiques auxquelles appartiennent les organismes prélevés à une station d'échantillonnage. Elle mesure la diversité la plus élémentaire, fondée directement sur le nombre total d'espèces dans un site. Un grand nombre d'espèces fait augmenter la diversité spécifique. Toutefois, cette méthode dépend de la taille des échantillons et ne considère pas l'abondance relative des différentes espèces. Sa valeur écologique est donc limitée (**Travers, 1964**).

5.2. L'abondance

En tant que concept écologique, l'abondance est une composante importante de la diversité (**Hurlbert, 1971**). Suivant le type d'organismes, l'unité de comptage a été soit une cellule, une colonie ou un filament. Dans chaque champ, le nombre d'individus (ou unité de comptage) a été déterminé. Le comptage s'effectue à l'aide d'un objectif $\times 100$ avec des balayages de toute la surface de la lamelle.

5.3. La 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 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 (**Goffart, 2010**).

L'indice de diversité de SHANON-WIENER (H'), est la quantité d'information apportée par un échantillon sur les structures du peuplement dont provient l'échantillon et sur la façon dont les individus y sont répartis entre diverses espèces, (DAGET, 1976). Selon DAJOZ (1975), la diversité est la fonction de la probabilité P_i de présence de chaque espèce i par rapport au nombre total d'individus.

Il se calcule par la formule suivante :

$$H' = -\sum (n_i / N) \cdot \log_2 (n_i / N)$$

H' : diversité spécifique.

N : somme des effectifs des espèces

n_i : Effectif de la population de l'espèce i .

Chapitre 3

Résultats et discussion



Chapitre 3 : Résultats et discussion

1. Résultats des paramètres physico-chimiques

Les différentes analyses physico-chimiques ont été effectuées deux fois durant la période qui s'étale de mars au mois de mai 2019, au niveau du Lac Noir.

1.1. Température

La température varie généralement de manière similaire dans l'ensemble des stations de prélèvement.

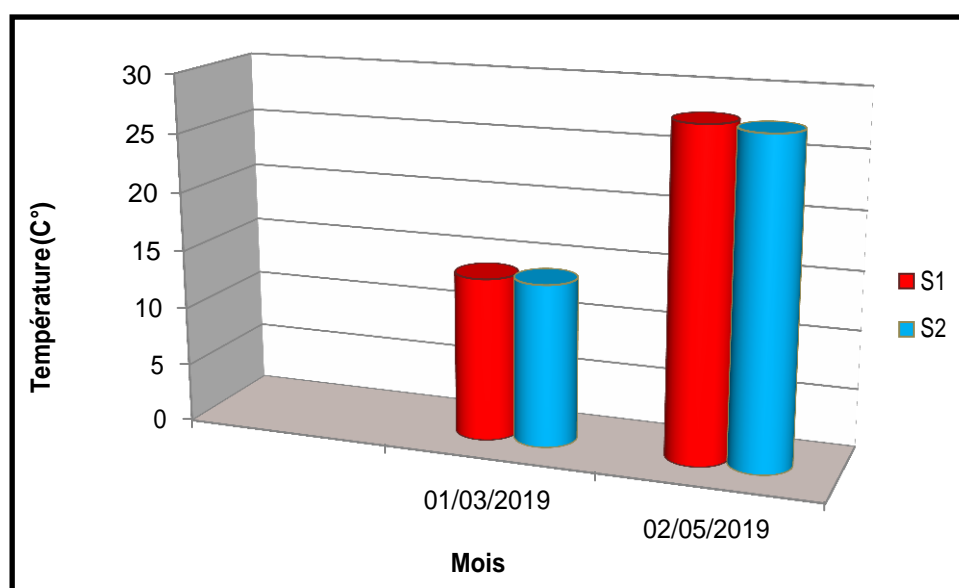


Figure 8 : Variations de la température du Lac Noir.

D'après les résultats, la température minimale obtenue est de 13,9 °C enregistrée dans la station 1 et station 2 pendant le mois de mars. La température maximale est de 27,8 °C noté dans la station 1 et 27,4 dans la station 2 pendant le mois de mai (**fig.8**).

Les relevés de la température concordent avec ceux qui rapportent que le maxima enregistré en période printanière, est fonction des conditions climatiques locales, notamment la température de l'air qui détermine de façon directe les fluctuations de la température de l'eau (**Baba Ahmed, 2005**).

1.2. pH

Le potentiel hydrogène ne montre pas d'importantes variations entre les stations de prélèvement.

La (fig.9) présente la variation temporelle du pH du milieu dans Lac Noir durant la période d'étude. Selon la figure ci-dessus, nous avons constaté que les valeurs du pH les plus élevées sont observées au mois de mai 2019 où le pH varie entre 7.23 et 7.46 dans les deux stations de prélèvement. Cependant les valeurs faibles sont obtenues au mois de mars.

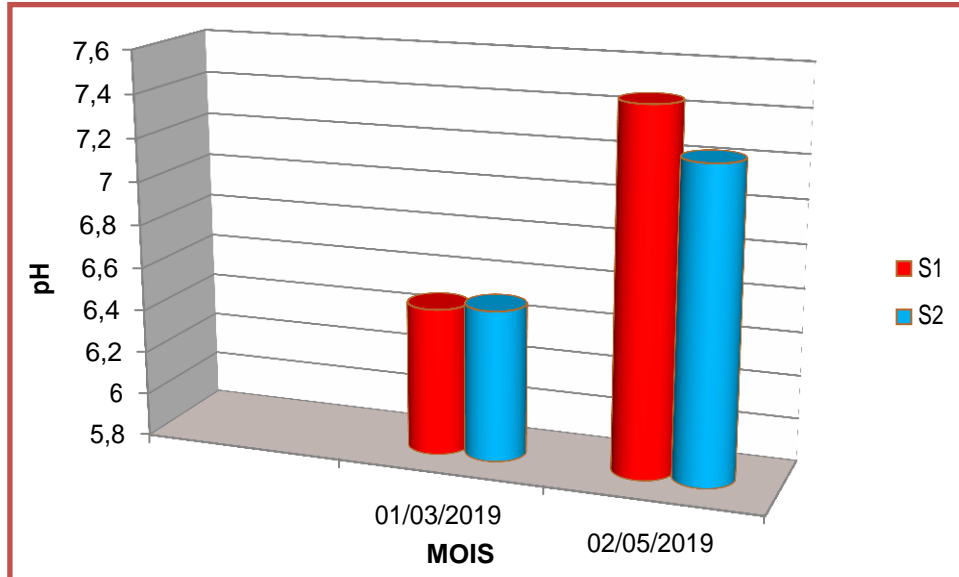


Figure 9 : Variations du pH du lac Noir.

Les valeurs du pH enregistrées durant la période d'étude sont généralement alcalines. On peut expliquer cette alcalinité par l'augmentation de la production primaire du phytoplancton et due à l'activité photosynthétique des plantes (Dupont, 2004). (La photosynthèse tend à élever le pH alors que la respiration tend à l'abaisser Selon (Champiat et Larpent, 1988).

1.3. Oxygène dissous

Les variations des teneurs en oxygène dissous mesurées durant l'expérimentation au niveau du Lac noir sont présentées dans la (fig.10) :

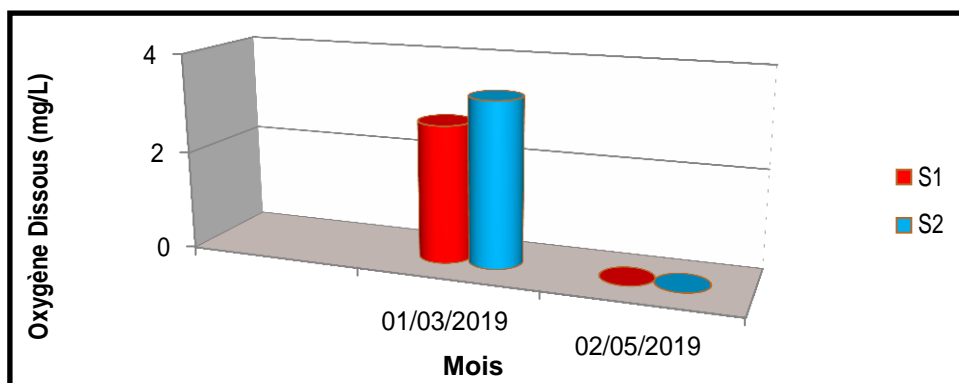


Figure 10: Variations des teneurs en oxygène dissous du Lac Noir.

La (fig. 10) montre que les concentrations en oxygène dissous présentent une grande variation dans les 2 mois. En effet, nous avons constaté que les concentrations en oxygène dissous les plus élevées étaient au mois de mars (station 1 et 2), (varient entre 2.77 et 3.33 mg/l) ; Par contre les concentrations en oxygène dissous dans le mois de mai est de 0 mg/l pour les deux stations.

Sa concentration est la résultante des échanges à l'interface air-eau, de la diffusion au sein de la masse d'eau et de la production in situ par la photosynthèse.

les fluctuations de la teneur en O₂ dissous de l'eau des retenues sont liées aux variations mensuelles de la T°C dont son augmentation limite la solubilité de l'oxygène dans l'eau et aux précipitations et brassage des eaux par l'action des vents et l'activité photosynthétique (Bensafia, 2005).

1.4. Conductivité électrique

La conductivité électrique est élevée dans les deux stations S1 et S2 dans le mois de mars par contre au niveau du mois de mai est diminuée avec une valeur 106 $\mu\text{s/cm}$ dans la station 2 à cause de l'augmentation de la température (fig.11).

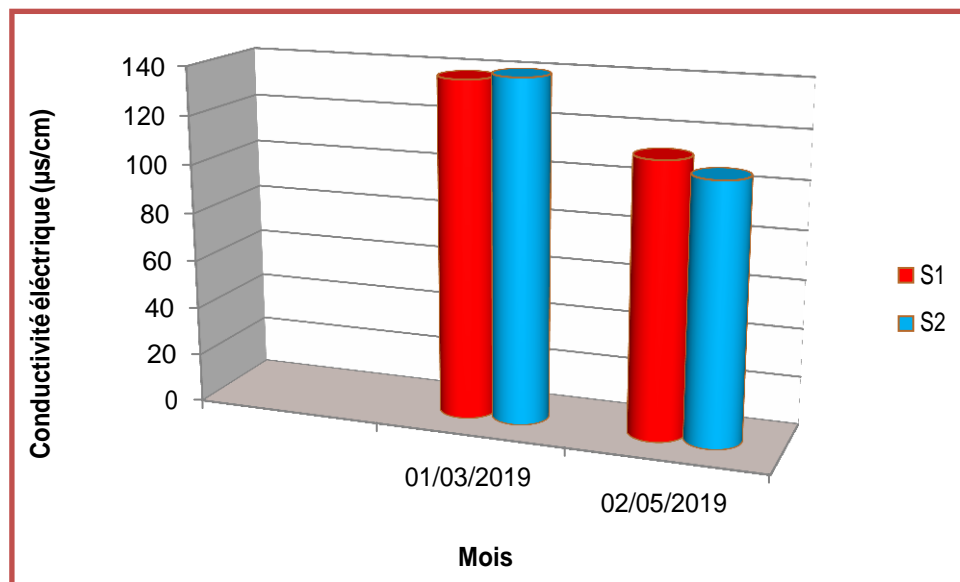


Figure 11: Variations de la conductivité électrique du Lac Noir.

- La mesure de la conductivité électrique permet d'évaluer rapidement la minéralisation globale de l'eau (Rodier et al., 1996).
- Une conductivité électrique élevée est synonyme de pollution de l'eau. Elle permet d'avoir une idée sur la de l'eau (Rodier et al., 2009).

- La conductivité est également fonction de la température de l'eau : elle est plus importante lorsque la température augmente (**Detay, 1993**).
- Donc on peut dire les périodes de maximum de conductivité électrique ont toujours été en saison de pluies et de minimum en saison sèche.

1.5. Salinité

L'eau est dite douce lorsque sa salinité est inférieure à 1 g/L. On retrouve majoritairement les eaux douces sur les continents. On estime qu'uniquement 2,5 % de l'eau retrouvée sur la terre est douce et donc susceptible de servir à notre consommation [11].

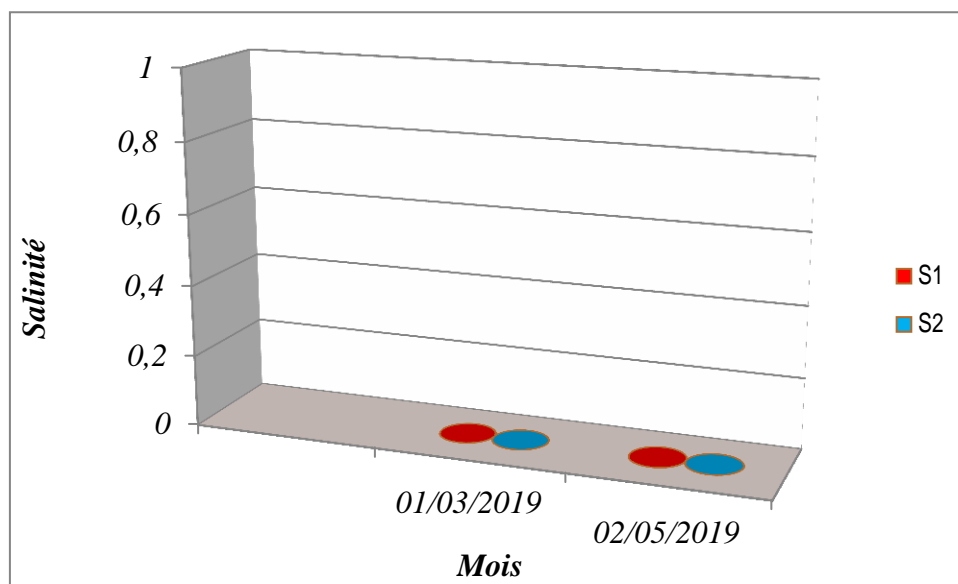


Figure 12 : Variations de la salinité de l'eau du lac Noir.

2. Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton au niveau du Lac Noir

2.1. Méthode d'observation (LAME ET LAMELLE)

2.1.1. Identification et distribution générique du phytoplancton au Lac Noir

Des prélèvements ont été effectués pendant deux mois durant la période de Mars et Mai 2019 au niveau de 2 stations du Lac "Noir".

Après l'observation microscopique des échantillons prélevés, nous avons identifié 106 taxons selon la clé de détermination de (**Geitler, 1932 ; Bourrelly, 1985 ; Rippka, 1988 ; Coute, 1995 ; Anagnostidis, 1999 ; Komarek, 2003 ; Nasri, 2001**).

L'identification a été basée sur des critères morphologiques tels que :

- La forme des cellules (largeur, longueur, filamenteuse, coloniale).
- Leurs enveloppes mucilagineuses.
- Coloration, pigmentation.
- La présence ou non de structures cellulaires caractéristiques « akinètes, hétérocystes et vacuoles gazeuses ».

2.1.1.1. Classification du phytoplancton au mois de mars

D'après le **tableau n°1** on peut constater que : la présence de 9 classes, 20 familles, 31 genres qui sont : *Anabaena*, *Chroococcus*, *Gymnodinium*, *Prorocentrum*, *Heterocapsa*, *Dinobryon*, *Euglena*, *Trachelomonas*, *Gloeocapsa*, *Oscillatoria*, *Dictyosphaerium*, *Cryptomonas*, *Oocystis*, *Hormidium*, *Kirchneriella*, *Selenastrum*, *Synedra*, *Fragilaria Nitzschia*, *Pseudo Nitzschia*, *Gyrosigma*, *Pinnularia*, *Scenedesmus*, *Sphaerosoma*, *Staurastrum*, *Staurodesmus*, *Spondylosium*, *Closterium* et 48 espèces .

Tableau 01 : Classification des peuplements phytoplanctoniques du lac noir au mois de mars.

Classes	Familles	Genres	Espèces
<i>Zygnematophycées</i> (<i>conjugatophycées</i>)	<i>Desmidiaceae</i>	<i>Sphaerosoma</i>	<i>Sphaerosoma excavatum</i>
		<i>Staurastrum</i>	<i>Staurastrum alternans</i>
			<i>Staurastrum dilatatum</i>
			<i>Staurastrum gracile</i>
		<i>Staurodesmus</i>	<i>Staurodesmus Connatus</i>
		<i>Spondylosium</i>	<i>Spondylosium nitens</i>
	<i>Spondylosium planum</i>		
	<i>Closteriaceae</i>	<i>Closterium</i>	<i>Closterium libellula</i>
			<i>Closterium aciculare</i>

Tableau 1 Suite

Chlorophycées	Scenedesmaceae	Scenedesmus	<i>Scenedesmus ecornis</i>
			<i>Scenedesmus subspicatus</i>
			<i>Scenedesmus bicaudatus</i>
			<i>Scenedesmus armatus</i>
			<i>Scenedesmus Quadricauda</i>
	Scenedesmaceae	Coelastrum	<i>Coelastrum sphaericum</i>
			<i>Coelastrum microporum</i>
	Selenastraceae (Sélénastracées)	Monoraphidium	<i>Monoraphidium contortum</i>
			<i>Monoraphidium griffithii</i>
			<i>Monoraphidium circinalis</i>
Ankistrodesmus		<i>Ankistrodesmus fusiformis</i>	
Kirchneriella		<i>Kirchneriella diana</i>	
Selenastrum	<i>Selenastrum gracile</i>		
Bacillariophycées	Fragilariaceae	Synedra	<i>Synedra ulna</i>
		Fragilaria	<i>Fragilaria crotenensis</i>
	Bacillariaceae	Nitzschia	<i>Nitzschia lacuum</i>
			<i>Nitzschia palea</i>
		Pseudo Nitzschia	<i>Pseudo Nitzschia seriata</i>
	Naviculaceae	Gyrosigma	<i>Gyrosigma spencerii</i>
			<i>Gyrosigma acumunatum</i>
Pinnulariaceae	Pinnularia	<i>Pinnularia nobilis</i>	
Cryptophycées	Cryptomonadaceae	Cryptomonas	<i>Cryptomonas marssoni</i>
			<i>Cryptomonas ovata</i>
			<i>Cryptomonas erosa</i>
Trebouxiophycées	Oocystaceae	Oocystis	<i>Oocystis lacustris</i>
	Prasiolaceae	Hormidium	<i>Hormidium subtile</i>
	Chlorellaceae	Dictyosphaerium	<i>Dictyosphaerium ehrenbergianum</i>

Tableau 1 Suite

<i>Cyanophycées</i>	<i>Oscillatoriaceae</i>	<i>Oscillatoria</i>	<i>Oscillatoria limosa</i>
	<i>Chroococcaceae</i>	<i>Gloeocapsa</i>	<i>Gloeocapsa dispersa</i>
			<i>Gloeocapsa magma</i>
		<i>Chroococcus</i>	<i>Chroococcus limneticus</i>
	<i>Nostocaceae</i>	<i>Anabaena</i>	<i>Anabaena flos-aquae</i>
<i>Euglenophycées</i>	<i>Euglenaceae</i>	<i>Trachelomonas</i>	<i>Trachelomonas volvocina</i>
		<i>Euglena</i>	<i>Euglena limnophila</i>
<i>Chrysophycées</i>	<i>Dinobryaceae</i>	<i>Dinobryon</i>	<i>Dinobryon divergens</i>
<i>Dinophycées</i>	<i>Heterocapsaceae</i>	<i>Heterocapsa</i>	<i>Heterocapsa triquetra</i>
	<i>Prorocentraceae</i>	<i>Prorocentrum</i>	<i>Prorocentrum lima</i>
			<i>Prorocentrum micans</i>
<i>Gymnodiniaceae</i>	<i>Gymnodinium</i>	<i>Gymnodinium mirabile</i>	

2.1.1.2. Distribution qualitative et quantitative des classes phytoplanctoniques

La composition phytoplanctonique du lac Noir indique que les flagellés (les *Chlorophycées*, les *Cryptophycées*, et les *zygnematophycées*) sont les plus abondants (**fig.13**), avec un pourcentage de 77%. Ceci s'explique par le fait, qu'ils sont plus compétitifs que les autres micro algues, lorsque le milieu est pauvre en éléments nutritifs (**Sakka et al., 2003**). La classe des *Chlorophycées* présente un pourcentage de 40%. L'abondance des *Chlorophycées*, est due au pH acide qui favorise leur croissance (**Reyssac, 1970**). La classe des *zygnematophycées* présente une portion de 19%, ceci est dû aux conditions favorables «au pH acide» à leur développement (**Gayral, 1975**). La classe des *Cryptophycées* contribuent à 18%, par contre la classe des *bacillariophycées* de pourcentage 9%, presque similaire au *chrysophycées* qui présente un pourcentage de 7%.

Les classes des *dinophycées*, les *Euglénophycées*, les *cyanophycées* et les *trebouxiophycées* présentent des pourcentages négligeables dus aux conditions défavorables (température basse).

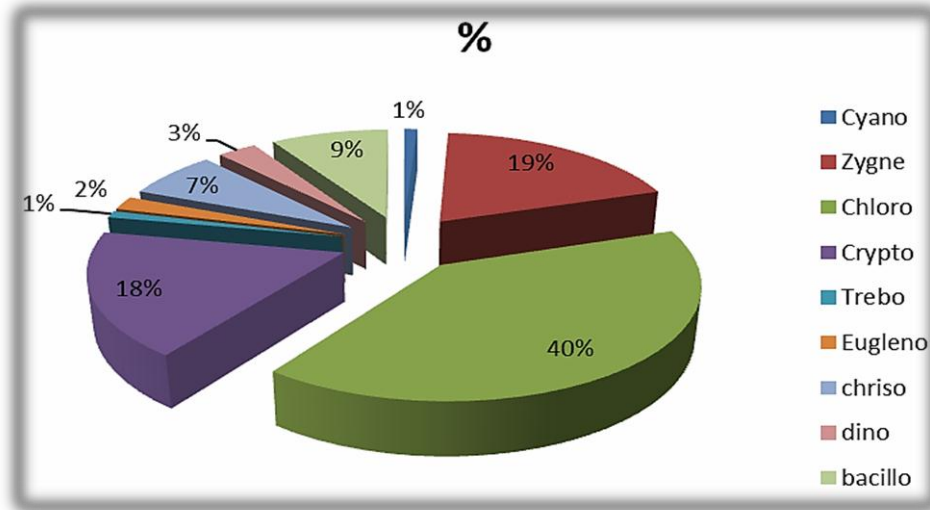


Figure 13 : Contribution des classes phytoplanctoniques (%) dans l'abondance totale au mois de mars.

2.1.1.3. Classification du phytoplancton au mois de mai

D'après le **tableau n°2** on peut constater que : la présence de 10 classes, 27 famille, 44 genres qui sont : *Dolichospermum*, *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Chroococcus*, *Oscillatoria*, *Pediastrum*, *Monoraphidium*, *Ankistrodesmus*, *Kirchneriella*, *Selenastrum*, *Scenedesmus*, *Tetradesmus*, *Desmodesmus*, *Westella*, *Coelastrum*, *Cosmarium*, *Staurastrum*, *Micrasterias*, *Sphaerosozma*, *Staurodesmus*, *Pleurotaenium*, *Xanthidium*, *Closterium*, *Navicula*, *Pseudo-nitzschia*, *Nitzschia*, *Achnanthes*, *Cymbella*, *Rhoicosphenia*, *Gyrosigma*, *Synedra*, *Fragilaria*, *Diatoma*, *Amphira*, *Diatoma*, *Trachelomonas*, *Euglena*, *Phacus*, *Oocystis*, *Dictyosphaerium*, *Cryptomonas*, *Cyclotella*, *Gymnodinium*, *Aulacoseira* et 92 espèces.

Tableau 2 : Classification des peuplements phytoplanctoniques du lac noir au mois de mai.

Classe	Famille	Genre	Espèce
Cyanophycées	<i>Aphanizomenonaceae</i>	<i>Dolichospermum</i>	<i>Dolichospermum planctonicum</i>
	<i>Nostocaceae</i>	<i>Anabaena</i>	<i>Anabaena sp</i>
	<i>Aphanizomenonaceae</i>	<i>Aphanizomenon</i>	<i>Aphanizomenon sp</i>

Tableau 2 Suite

	<i>Chroococcaceae</i>	<i>Chroococcus</i>	<i>Chroococcus sp</i>
			<i>Chroococcus limneticus</i>
	<i>Oscillatoriaceae</i>	<i>Oscillatoria</i>	<i>Oscillatoria limosa</i>
<i>Chlorophycées</i>	<i>Hydrodictyaceae</i>	<i>Pediastrum</i>	<i>PediastrumTetras</i>
			<i>Pediastrum duplex</i>
	<i>Selenastraceae (Sélénastracées)</i>	<i>Monoraphidium</i>	<i>Monoraphidium controtum</i>
			<i>Monoraphidium griffithii</i>
			<i>Monoraphidium circinalis</i>
			<i>Ankistrodesmus Fusiformis</i>
		<i>Ankistrodesmus</i>	<i>Ankistrodesmus spiralis</i>
			<i>Ankistrodesmus falcatus</i>
		<i>Kirchneriella</i>	<i>Kirchneriella diana</i>
		<i>Selenastrum</i>	<i>Selenastrum gracile</i>
	<i>Scenedesmaceae</i>	<i>Scenedesmus</i>	<i>Scenedesmus ecornis</i>
			<i>Scenedesmus bicaudatus</i>
			<i>Scenedesmus denticulatus</i>
			<i>Scenedesmus sp</i>
			<i>Scenedesmus antillarum</i>
			<i>Scenedesmus openliensis</i>
			<i>Scenedesmus quadricuada</i>
			<i>Scenedesmus armatus</i>
			<i>Scenedesmus abundans</i>
<i>Scenedesmus ellipticus</i>			
<i>Scenedesmus subsipicatus</i>			
<i>Scenedesmus itascaensis</i>			
<i>Scenedesmus perforates</i>			
<i>Scenedesmus heteracantha</i>			

Tableau 2 Suite

			<i>Scenedesmus acuminatus</i>
	<i>Scenedesmaceae</i>	<i>Tetradesmus</i>	<i>Tetradesmus cumbricus</i>
			<i>Tetradesmus cumbricus</i>
		<i>Desmodesmus</i>	<i>Desmodesmus quadricauda</i>
		<i>Westella</i>	<i>Westella botryoides</i>
		<i>Coelastrum</i>	<i>Coelastrum sphaericum</i>
<i>Zygnematophycées (Conjugatophycées)</i>	<i>Desmidiaceae</i>	<i>Cosmarium</i>	<i>Cosmarium contractum</i>
			<i>Cosmarium laeve</i>
			<i>Cosmarium sp</i>
		<i>Staurastrum</i>	<i>Staurastrum gladiusum</i>
			<i>Staurastrum hexacerum</i>
			<i>Staurastrum subavicula</i>
			<i>Staurastrum alternans</i>
			<i>Staurastrum connatus</i>
		<i>Micrasterias</i>	<i>Micrasterias furcata</i>
		<i>Sphaerososma</i>	<i>Sphaerososma excavatum</i>
<i>Staurodesmus</i>	<i>Staurodesmus dejectus</i>		
<i>Pleurotaenium</i>	<i>Pleurotaenium truncatum</i>		
<i>Xanthidium</i>	<i>Xanthidium bifidum</i>		
	<i>Closteriaceae</i>	<i>Closterium</i>	<i>Closterium parvulum</i>
			<i>Closterium acutum</i>
<i>Bacillariophycées</i>	<i>Naviculaceae</i>	<i>Navicula</i>	<i>Navicula gregaria</i>
			<i>Navicula sp</i>
			<i>Navicula cryptocephala</i>
			<i>Navicula salinarum</i>
			<i>Navicula tripunctata</i>
			<i>Navicula gracilis</i>
			<i>Navicula steckerae</i>
			<i>Navicula radiosa</i>

Tableau 2 Suite

			<i>Navicula cryptotenella</i>
	<i>Bacillariaceae</i>	<i>Pseudo-nitzschia</i>	<i>Pseudo-nitzschia seriata</i>
		<i>Nitzschia</i>	<i>Nitzschia filiformis</i>
			<i>Nitzschia sigmoidea</i>
			<i>Nitzschia palea</i>
			<i>Nitzschia lacuum</i>
			<i>Nitzschia amphibia</i>
			<i>Nitzschia linearis</i>
			<i>Nitzschia subcurvata</i>
	<i>Achnanthidiaceae</i>	<i>Achnanthes</i>	<i>Achnanthes sp</i>
			<i>Achnanthes minutissima</i>
	<i>Cumbellaceae</i>	<i>Cymbella</i>	<i>Cymbella aspera</i>
	<i>Rhoicospheniaceae</i>	<i>Rhoicosphenia</i>	<i>Rhoicosphenia curvata</i>
	<i>Pleurosigmataceae</i>	<i>Gyrosigma</i>	<i>Gyrosigma acumunatum</i>
	<i>Fragilariaceae</i>	<i>Synedra</i>	<i>Synedra ulna</i>
			<i>Synedraaffinis</i>
		<i>Fragilaria</i>	<i>Fragilariacrotensis</i>
		<i>Diatoma</i>	<i>Diatomavulgare</i>
	<i>Catenulaceae</i>	<i>Amphira</i>	<i>Amphiraovalis</i>
	<i>Tabellariaceae</i>	<i>Diatoma</i>	<i>DiatomaVulgaris</i>
<i>Euglenophycées</i>	<i>Euglenaceae</i>	<i>Trachelomonas</i>	<i>Trachelomonasintermedia</i>
			<i>Trachelomonasvolicina</i>
			<i>Trachelomonashispida</i>
		<i>Euglena</i>	<i>Euglenaanabaena</i>
	<i>Phacaceae</i>	<i>Phacus</i>	<i>Phacussuccicus</i>

Tableau 2 Suite

			<i>Phaculus longicauda</i>
<i>Trebouxiophycées</i>	<i>Oocystaceae</i>	<i>Oocystis</i>	<i>Oocystistainoensis</i>
	<i>Chlorellaceae</i>	<i>Dictyosphaerium</i>	<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>
<i>Cryptophycées</i>	<i>Cryptomonadaceae</i>	<i>Cryptomonas</i>	<i>Cryptomonas ovata</i>
			<i>Cryptomonas serosa</i>
<i>Mediophycées</i>	<i>Stephanodiscaceae</i>	<i>Cyclotella</i>	<i>Cyclotella comta</i>
<i>Dinophycées</i>	<i>Gymnodiniaceae</i>	<i>Gymnodinium</i>	<i>Gymnodinium mirabile</i>
<i>Coccinodiscophycées</i>	<i>Aulacoseiraceae</i>	<i>Aulacoseira</i>	<i>Aulacoseira granulata</i>

2.1.1.4. Distribution qualitative et quantitative des classes phytoplanctoniques

D'après la (fig.14) les classes des *Chlorophycées* et des *Zygnematophycées* sont dominées d'une manière presque assimilable au niveau de mois du mai, la portion la plus élevée et entre (39% et 35%). Les classes des *Bacillophycées* et des *Euglenophycées* présentent un pourcentage variant entre (13% et 8%) durant la période d'étude. Les classes suivantes les *Chrysophycées*, les *Cyanophycées*, *Dinophycées*, les *Trebouxiophycées*, *Mediophycées* et les *Coccinodiscophycées* représentent respectivement les pourcentages suivants (2%, 1%, 1%, 0,60%, 0,13%, 0,13%) de l'ensemble des peuplements phytoplanctoniques au niveau du lac noir.

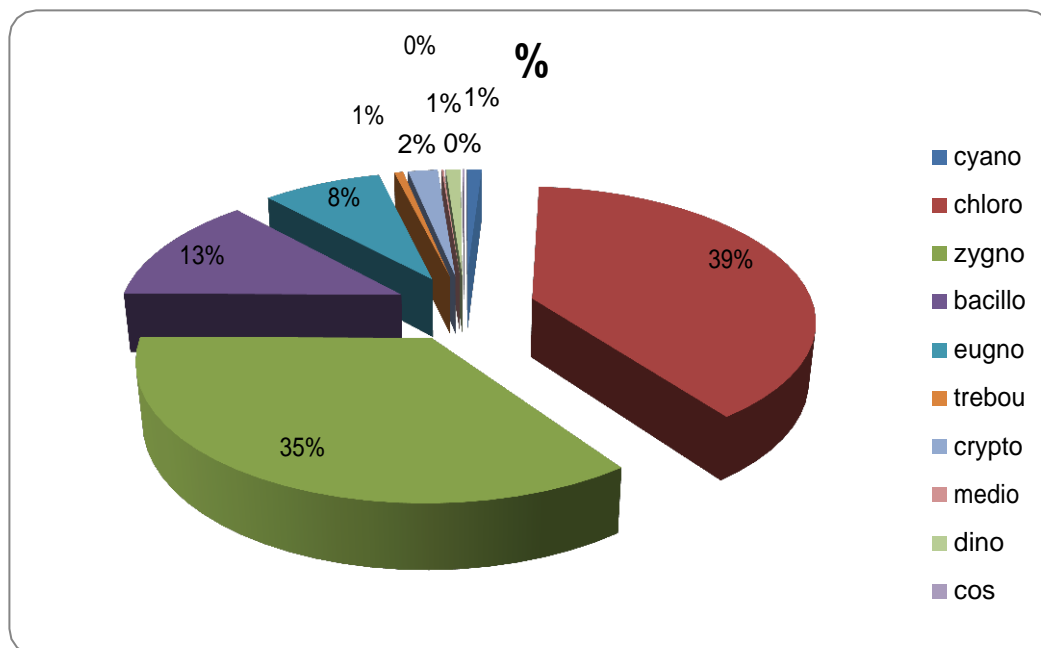


Figure 14 : Contribution des classes phytoplanctoniques (%) dans l'abondance totale au mois de mai.

2.1.1.5. Indice de diversité spécifique et l'équitabilité

L'étude de diversité des peuplements phytoplanctoniques des deux mois fait appel au calcul de l'**indice de diversité de SHANON- WIENER (H')** et de l'équitabilité (**E**).

D'après la (**figure 15**) on peut conclure que les valeurs de diversité **H'** et l'équitabilité dans le mois des Mars ne sont pas proche au mois de Mai alors qu'ils sont différentes au niveau de la valeur maximale de diversité.

Ceci semble signifier que la distribution des individus au mois de Mars n'est pas mieux que seul de Mai qui contient plus des espèces (92 espèces). on constate que cet ensemble d'individu possède une grande aptitude à se reproduire.

Les valeurs de l'équitabilité et l'indice de diversité dans nos zone d'étude sont peut différent l'un de l'autre signalons que nous avons des peuplements diversifiés mais la richesse spécifique est plus élevé dans le mois de Mai (avec 92 espèces) cette dominance peut S'expliquer par plusieurs facteurs, dont la augmentation des températures la plus grande disponibilité des nutriments.

L'augmentation de la population et de la richesse spécifique des phytoplanctons observée dans le Lac Noir pourrait être en relation avec l'augmentation de la température et de l'acidité

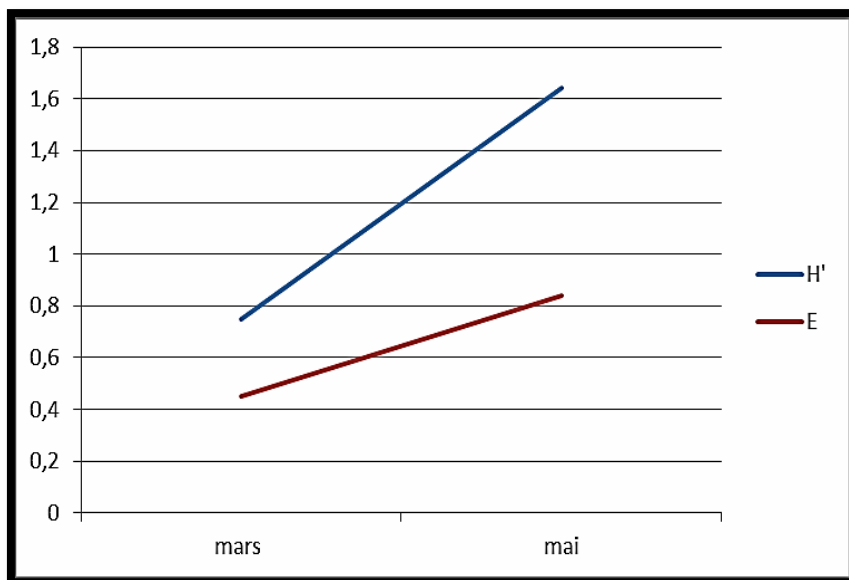


Figure 15 : Indice de diversité et l'équitabilité.

2.1.1.6. Distribution totale des espèces phytoplanctoniques du Lac Noir

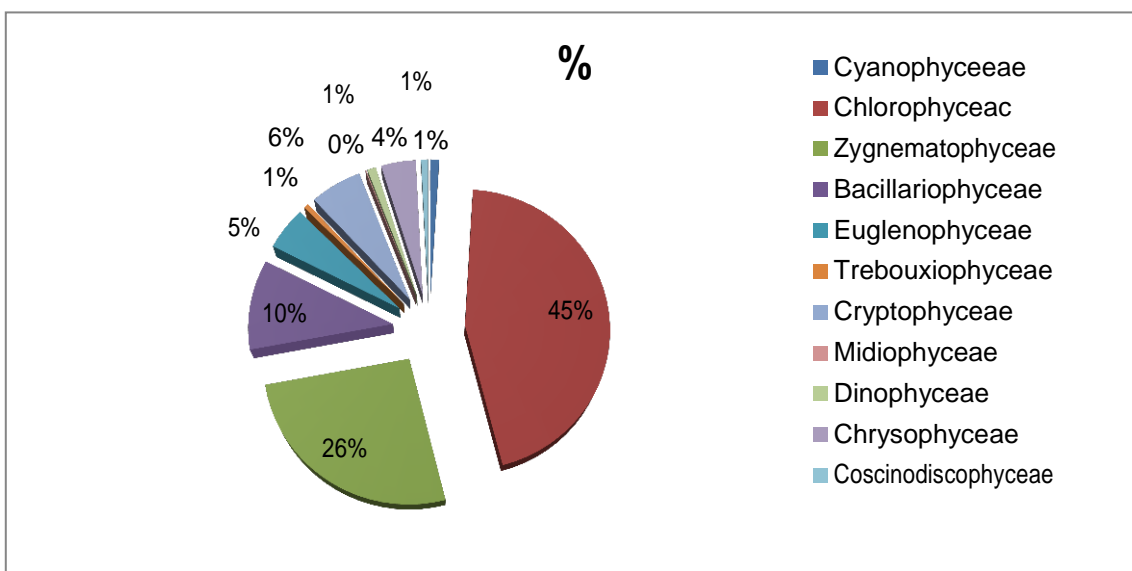


Figure 16 : Contribution des classes phytoplanctoniques (%) dans l'abondance totale au mois de mars et mai.

D'après la (fig. 16) la distribution des classes phytoplanctoniques se fait de manier irrégulière on commence par le plus domine on précise *les Chlorophycées* et *les*

Zygnomatoxycées de pourcentage (45%, 26%) car le milieu est favorable pour ces dernier ,après on a les Bacillariophycées qui contribuer 10%, par contre les Euglenophycées et les Chrysophycées presque assimilable qui présent de pourcentage (5%, 4%), et le reste est presque négligeable on peut déclaré comme des traces car les conditions défavorables à leur augmentation lesquelles : les Dinophycées, les Trebouxiophycées, les Cyanophycées et les Mediophycées (1%, 0.6%,1% et 0.1%).

2.1.1.7. Distribution totale des phytoplanctons au mois de mars et mai

Au cours de la période d'étude et d'après le Tableau n° 3 on peut observer : 47Genre sont identifiés, telle que le genre *Scenedesmus* le plus importants contient 15 espèces différents et les deux genres *navicula*,*staurastrum* sont présentées respectivement 9 - 8 espèces par contre *nitzschia* ,*closterium* et *monoraphidium* comporte par ordre 6-5-4 espèces et les autres genres presque égale 2ou bien espèce maximum.

Tableau 3 : Distribution totale des populations phytoplanctoniques du lac Noir 2019

Genres	Espèces	Genres	Espèces
<i>Achnanthes</i>	<i>Achnanthes minutissima</i>	<i>Navicula</i>	<i>Navicula steckerae</i>
	<i>Achnanthes sp</i>		<i>Navicula tripunctata</i>
<i>Amphira</i>	<i>Amphira ovalis</i>	<i>Nitzschia</i>	<i>Nitzschia filiformis</i>
<i>Anabaena</i>	<i>Anabaena flos-aquae</i>		<i>Nitzschia amphibia</i>
	<i>Anabaena sp</i>		<i>Nitzschia lacuum</i>
<i>Ankistrodesmus</i>	<i>Ankistrodesmus falcatus</i>		<i>Nitzschia linearis</i>
	<i>Ankistrodesmus Fusiformis</i>		<i>Nitzschia sigmoidea</i>
	<i>Ankistrodesmus spiralis</i>		<i>Nitzschia subcurvata</i>
<i>Aphanizomenon</i>	<i>Aphanizomenon sp</i>	<i>Oocystis</i>	<i>Oocystis tainoensis</i>
<i>Aulacoseira</i>	<i>Aulacoseiragranulate</i>	<i>Oscillatoria</i>	<i>Oscillatoria limosa</i>
<i>Chroococcus</i>	<i>Chroococcuslimneticus</i>	<i>Pediastrum</i>	<i>Pediastrum duplex</i>
	<i>Chroococcus sp</i>		<i>Pediastrum Tetras</i>
<i>Closterium</i>	<i>Closterium acerosum</i>	<i>Phacus</i>	<i>Phacus longicauda</i>

Tableau 3 Suite

	<i>Closterium aciculare</i>		<i>Phacus succicus</i>
	<i>Closterium acutum</i>	<i>Pleurotaenium</i>	<i>Pleurotaenium truncatum</i>
	<i>Closterium libellula</i>	<i>Prorocentrum</i>	<i>Prorocentrum lima</i>
	<i>Closterium parvulum</i>		<i>Prorocentrum micans</i>
<i>Coelastrum</i>	<i>Coelastrum microporum</i>	<i>Rhoicosphenia</i>	<i>Rhoicosphenia curvata</i>
	<i>Coelastrum sphaericum</i>	<i>Scenedesmus</i>	<i>Scenedesmus abundans</i>
<i>Cosmarium</i>	<i>Cosmarium contractum</i>		<i>Scenedesmus acuminatus</i>
	<i>Cosmarium laeve</i>		<i>Scenedesmus antillarum</i>
	<i>Cosmarium sp</i>		<i>Scenedesmus armatus</i>
<i>Cryptomonas</i>	<i>Cryptomonas eros</i>		<i>Scenedesmus bicaudatus</i>
	<i>Cryptomonas marssoni</i>		<i>Scenedesmus denticulatus</i>
	<i>Cryptomonas ovata</i>		<i>Scenedesmus ecornis</i>
<i>Cyclotella</i>	<i>Cyclotella comta</i>		<i>Scenedesmus ellipticus</i>
<i>Cymbella</i>	<i>Cymbella aspera</i>		<i>Scenedesmus heteracantha</i>
<i>Desmodesmus</i>	<i>Desmodesmus quadricauda</i>		<i>Scenedesmus itascaensis</i>
<i>Dolichospermum</i>	<i>Dolichospermum planctonicum</i>		<i>Scenedesmus openliensis</i>
<i>Diatoma</i>	<i>Diatoma vulgare</i>		<i>Scenedesmus perforates</i>

Tableau 3 Suite

<i>Dictyosphaerium</i>	<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>		<i>Scenedesmus quadricuada</i>
<i>Dinobryon</i>	<i>Dinobryon divergens</i>		<i>Scenedesmus subsipicatus</i>
<i>Euglena</i>	<i>Euglena anabaena</i>		<i>Scenedesmus sp</i>
<i>Fragilaria</i>	<i>Fragilaria crotenensis</i>	<i>Selenastrum</i>	<i>Selenastrum gracile</i>
<i>Gloeocapsa</i>	<i>Gloeocapsa dispersa</i>	<i>Sphaeroszoma</i>	<i>Sphaeroszoma excavatum</i>
<i>Gymnodinium</i>	<i>Gymnodinium mirabile</i>		<i>Spondylosium nitens</i>
<i>Gyrosigma</i>	<i>Gyrosigma acumunatum</i>	<i>Spondylosium</i>	<i>Spondylosium planum</i>
	<i>Gyrosigma spencerii</i>		<i>Staurastrum alternans</i>
<i>Heterocapsa</i>	<i>Heterocapsa triquetra</i>		<i>Staurastrum connatus</i>
<i>Hormidium</i>	<i>Hormidium subtile</i>		<i>Staurodesmus dejectus</i>
<i>Kirchneriella</i>	<i>Kirchneriella diana</i>		<i>Staurastrum dilatatum</i>
<i>Micrasterias</i>	<i>Micrasterias furcata</i>		<i>Staurastrum gladiusum</i>
<i>Monoraphidium</i>	<i>Monoraphidium arcuatum</i>		<i>Staurastrum gracile</i>
	<i>Monoraphidium circinalis</i>		<i>Staurastrum hexacerum</i>
	<i>Monoraphidium controtum</i>		<i>Staurastrum subavicula</i>
	<i>Monoraphidium griffithii</i>		<i>Synedra affinis</i>
<i>Navicula</i>	<i>Navicula cryptocephala</i>	<i>Synedra</i>	<i>Synedra ulna</i>

Tableau 3 Suite

	<i>Navicula cryptotenella</i>	<i>Tetradesmus</i>	<i>Tetradesmus cumbricus</i>
	<i>Navicula gracilis</i>	<i>Trachelomonas</i>	<i>Trachelomonas intermedia</i>
	<i>Navicula gregaria</i>		<i>Trachelomonas hispida</i>
	<i>Navicula radiosa</i>		<i>Trachelomonas volvocina</i>
	<i>Navicula salinarum</i>	<i>Westella</i>	<i>Westella botryoides</i>
	<i>Navicula sp</i>	<i>Xanthidium</i>	<i>Xanthidium bifidum</i>

Le graphe suivant nous donne le nombre des genres et espèces présentées pendant cette étude au niveau du lac Noir

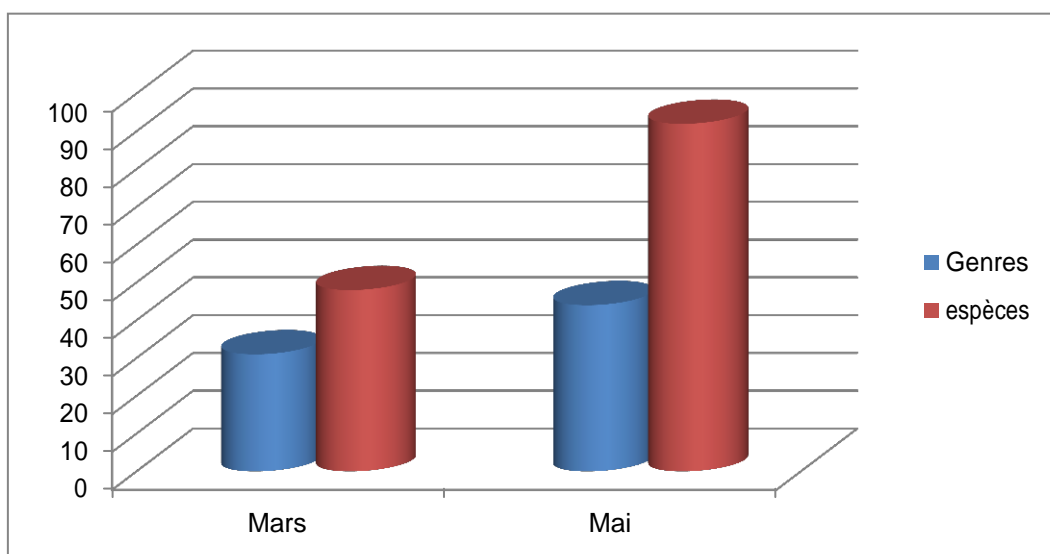
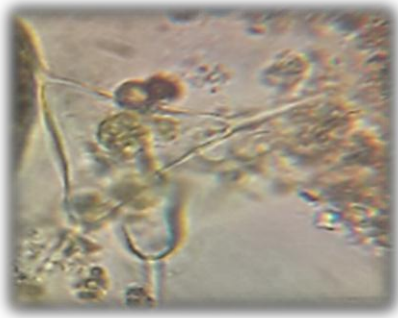


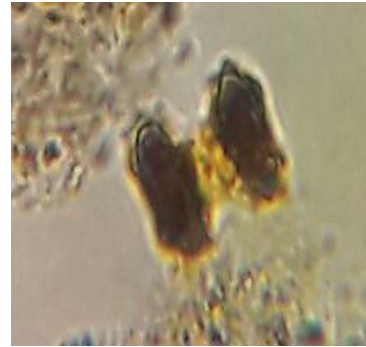
Figure 17 : Distribution totale des phytoplanctons au lac Noir

D'après la fig.17 on peut constater que le nombre des genres au mois de mai présent 44 et le nombre des classes élevées d'environ 92 par rapport au mois de mars dans un cadre d'étude.

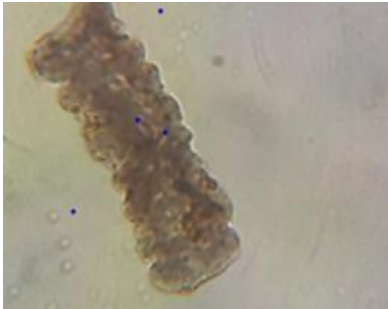
On peut citez quelques exemples des espèces qui sont trouvés déjà après l'observation microscopique:



Staurodesmus connatus



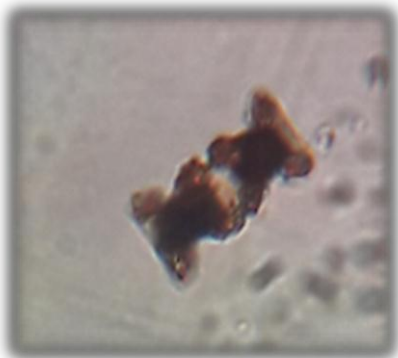
Staurastrum dilatatum



Spondylosium nitens



Closterium aciculare



Sphaeroszoma excavatum

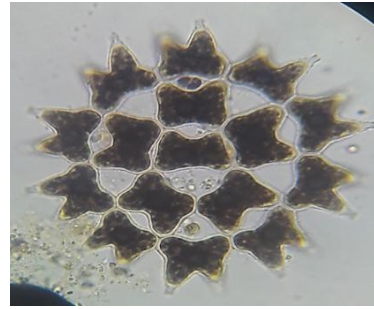


Pleurotaenium truncatum

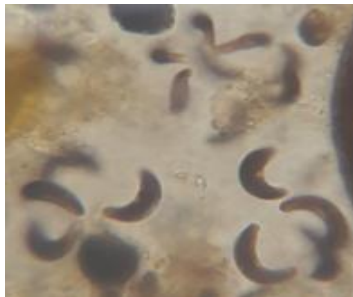
Classe: Zygnematophycées (prise par Bellal.Ch)



Coelastrum astroideum



Pediastrum duplex



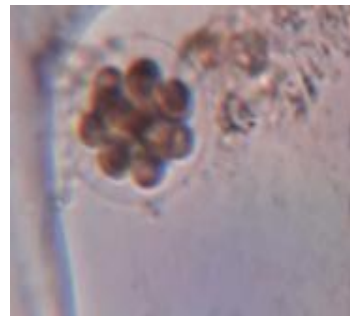
Selenastrum gracile



Desmodesmus quadricauda



Scenedesmus quadricauda



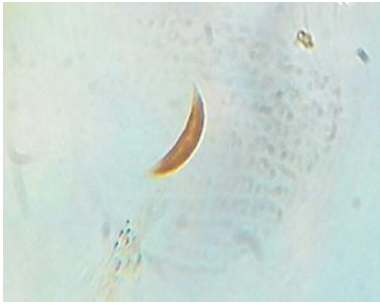
Coelastrum sphaericum



Monoraphidium circinalis



Ankistrodesmus fusiformis



Selenastrum gracile



Tetradesmus cumbricus



Kirchneriella diana

Classe : Chlorophycées (prise par Bellal.Ch)



Fragilaria crotenensis



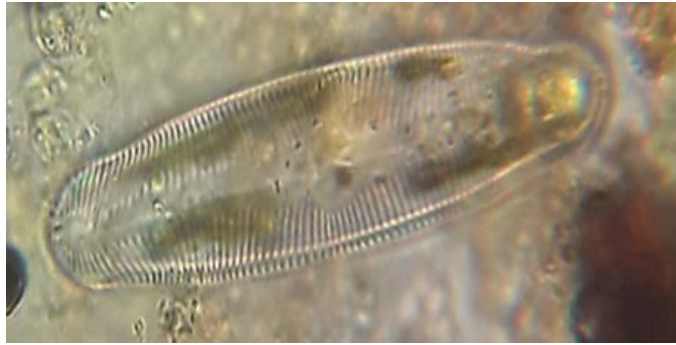
Syndra ulna



Nitzschia palea

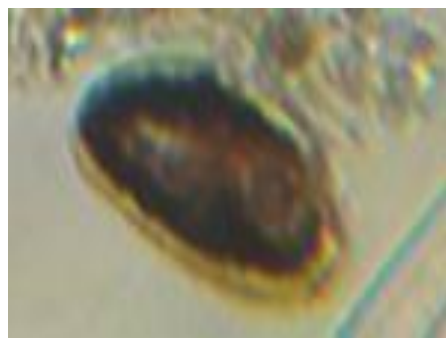


Gyrosigma spencerii



Pinnularia nobilis

Classe : Bacillariophycées (prise par Mosbah.S)



Cryptomonas ovata

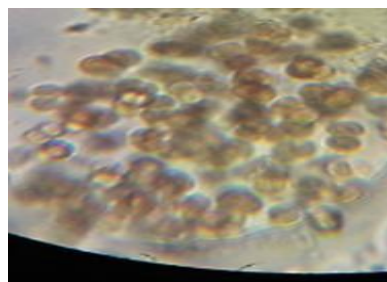
Classe : Cryptophycées(prise par Mosbah.S)



Oocystis lacustris

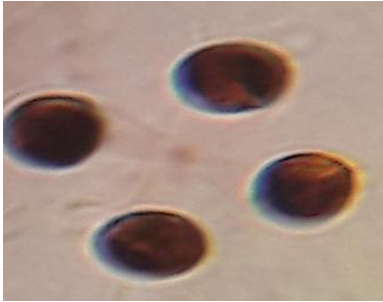


Hormidium subtile

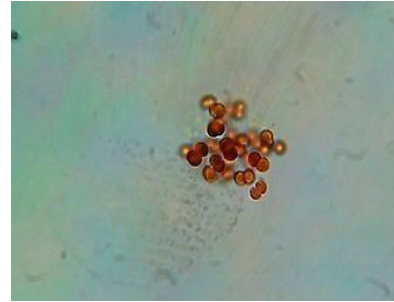


Dictyosphaerium ehrenbergianum

Classe : Trebouxiophycées(*prise par Bellal.Ch*)



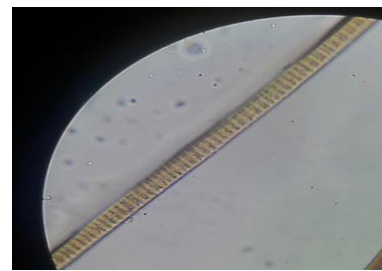
Chroococcus limneticus



Gloeocapsa magma



Anabaena flos-aquae

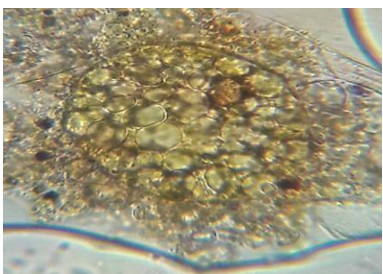


Oscillatoria limosa



Dolichospermum planctonicum

Classe : Cyanophyceae



Euglena limnophila



Trachelomonas volvocina

Classe: Euglenophyceae(*prise par Bellal.Ch*)



Dinobryon divergens

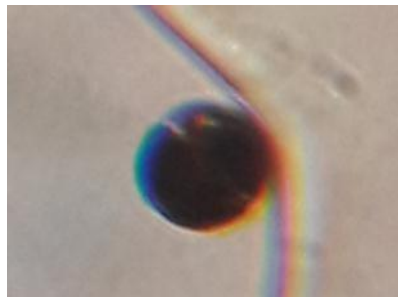
Classe : Chrysophyceae (*prise par Bellal.Ch*)



Prorocentrum micans



Heterocapsa triquetra



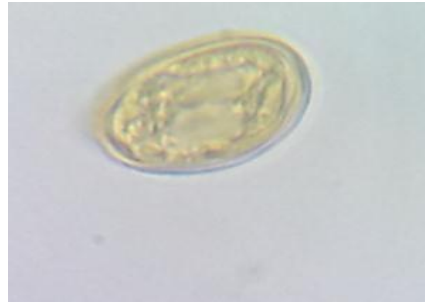
Gymnodinium mirabile

Classe: Dinophyceae (*prise par Bellal.Ch*)



Aulacoseira granulata

Classe *Coscinodiscophyceae* (*prise par Bellal.Ch*)



Classe *Mediophyceae*

2.2. Identification du phytoplancton

Au cours de la période d'étude, 47 genres sont identifiés dans la station d'étude du lac Noir, 4 classes sont plus représentatives en termes de nombres de genres.

Ce sont les *Chlorophycées* qui représentent la classe la plus importante avec 10 genres, suivie par celle des *zygnematophycées* 9 genres, les *bacillariophycées* et les *Cryptophycées* sont représentés par 13 et 1 genre respectivement. Par contre les classes des *euglenophycées* et des *Chrysophycées* sont représentées par 3 genres et 1 genre pour chaque une, enfin les *dinophycées*, les *cyanophycées*, les *trebouxiophycées* et les *mediophycées* sont représentés par (3, 6,3) genres seulement.

L'inventaire des genres identifiés est indiqué en annexe.

Conclusion

Conclusion

Le présent travail constitue une contribution à l'identification générique des phytoplanctons dans le lac Noir, situé à Nord- Ouest à proximité de Bordj Ali Bey de la ville d'El-Kala.

Nous nous sommes fixés pour objectif l'identification de différentes espèces de phytoplancton qui peuplent le lac Noir, le comptage du phytoplancton, la caractérisation physico-chimique des eaux. Nos résultats s'appuient sur des données collectées durant deux mois mars et mai 2019, au niveau de deux stations réparties sur le lac noir. L'échantillonnage a été effectué une fois par mois.

Le suivi mensuel des conditions du milieu a montré le lac Noir est caractérisée par des eaux relativement chaudes le maximum est de 27,8 °C noté dans la station 1 et 27,4 dans la station 2 pendant le mois de mai, les eaux sont alcalines les valeurs du pH les plus élevées sont observées au mois de mai et bien oxygénées dans les deux stations, surtout pendant le mois de mars à cause de l'agitation de la colonne d'eau et à cause de l'augmentation de la température. La conductivité électrique est élevée dans les deux stations S1 et S2 dans le mois de mars par contre au niveau du mois de mai est diminué avec une valeur 106 $\mu\text{s}/\text{cm}$ et la salinité est approximatif du zéro, ce qui est caractéristique de la plupart des eaux douces de surface.

La distribution temporelle des phytoplanctons au niveau des eaux du lac se caractérise par un développement maximal au mois de mai. Cette étude montre que la richesse spécifique du phytoplancton dans le lac Noir est diversifiée : 106 espèces phytoplanctoniques distribuées dans 11 classes. Les valeurs d'indice de diversité de Shannon Wiener traduisent une diversité spécifique du phytoplancton (0,75 à 1,64) de lac. L'équitabilité de Pielou qui varie de 0,45 à 0,84 pour le phytoplancton témoigne une bonne répartition des individus au sein des espèces.

Références bibliographiques

- **Alcaine A.A.,(2010).**(Biodiesel from microalgae. Final degree project), Royal School of Technology Kungliga Tekniska Hogskolan,,Stochholm.
- **Anagnostidis K., & Komàrek J., (1988).**Modern approach to the classification system of cyanophytes 3- Oscillatoriales. *Algol. Stud.* 50-53: 327-472.
- **Anderson D.M. et White A.W., (1992).** Bloom dynamics of toxic Alexandrium species in the northeastern U. S. *Limnol. Oceanogr.* 42(5): 1009-1022.
- **Baba Ahmed F., (2005).** Evaluation de la contamination fécale de trois plans du complexe des zones humides d'El Kala (Oubeira, Tonga, Mellah). Mémoire de magister en écologie animale. Université d'Annaba. 185p.
- **Baden D.G. et Trainer V.L., (1993).** Mode of action of toxins of seafood poisoning. In: Falconer (I edit). *Algal toxins in seafood and drinking water.* Academic Press. London. P: 49-74.
- **Bafu B.F.U.,(2007).** Methodenzur Untersuchung und Beurteilung der Fließgewässer. Kieselgen Stufe F (Flächendeckend). Belkheir A. et Hadj Ali S.M., (1981). Contribution à l'étude des mécanismes d'eutrophisation dans le lac de Tunisie : évolution des paramètres physico- chimiques et biologiques. *Bull. Inst. Scient. Teck. Océanogr. pêche Salombo. Tunis.* P: 81-98.
- **Belkheir A., et Hadj Ali S.M., (1981).** Contribution à l'étude des mécanismes d'eutrophisation dans le lac de Tunisie : évolution des paramètres physicochimiques et biologiques. *Bull. Inst. Scient. Teck. Océanogr. pêche Salombo. Tunis* P: 81-98.
- **Bensafia N., (2005).** Les peuplements des cyanobactéries de deux plans d'eau douce (Lac Oubeira, Lac Tonga) inventaire et dynamique spatio-temporelle, Diplôme de Magister en sciences de la Mer, Université Badji-Mokhtar, Annaba. 136p.
- **Borowitzka L.J., Borowitzka M.A.,(1990).** Commercial production of B carotene by *Dunaliella salina* in open ponds, *Bulletin of Marine Science*, vol. 47, p: 244-252.
- **Bouchard V.M., (2004).** Floraisons des Cyanobactéries au lac Saint-Augustin ; Dynamique à court terme et stratification . Université Laval.
- **Bourrelly P., (1968).** Les algues d'eau douce. Algues jaunes et brunes. Edition Boubée et Cie. Paris. P : 438.

- **Bourelly P., (1966).** Les algues d'eau douce, Algues Vertes. Édition Boubée et Cie. Paris. P : 511.
- **Bourelly P., (1970).** Les algues d'eau douce. Algues bleues et rouges. Edition Boubée et Cie. Paris.
- **Bourelly P., (1985).** Les algues bleues ou Cyanophycées, 5^{ème} partie. Edition Boubée Paris. P: 297,303, 457-458,606.
- **Bourelly P., (1985).** Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. III. Les algues bleues et rouges, les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. 2^e éd., Soc. Nouv. Ed. Boubée, Paris, 606 pp.
- **Bousaaroura A., (2011).** Etude de la qualité bactériologique et physico-chimique du Lac Tonga. Mémoire de master II. Université de 8 Mai 1945 Guelma. pp.20,53,52.
- **Bouvy M., Pagano M. et Troussellier M., (2001).** Effects of a Cyanobacteria bloom (*Cylindrospermopsis raciborskii*), on bacteria and zooplankton communities in Ingazeira reservoir (northeast Brazil). *Aquat. Microb. Ecol.* 25 (3): 215-227.
- **Brahmia Z., (2002).** Rôle fonctionnel du lac El Mellah (Parc national d'El-Kala) pour les Oiseaux marins. Thèse de magister. Université d'Annaba. P: 88.
- **Carrick H.J., Alford F.J. et Schelske C.I., (1993).** Wind influence phytoplankton biomass and composition in a shallow productive lake. *Limnol. Oceanogr.* 38: 1179-92.
- **Carvalho A.P., Malcata F.X., (2006).** Microalgal Reactors: A review of enclosed system designs and performances, *Biotechnol. Progress.*, 22, 1490-1506.
- **Champiat D. et Larpent J.P., (1994).** Biologie des eaux: Méthodes & Techniques, 2^{ème} tirage. P: 24, 37, 39.
- **Champiat D., et Larpent J.P., (1988).** Biologie des eaux. Méthodes et Techniques. Masson Paris Milan Barcelone Mexico. P : 347.
- **Chen M., Tanga H., Maa H., Holland T.C., Nga K.Y.S. et Salley S.O., (2011).** (Effect of nutrients on growth and lipid accumulation in the green algae *Dunaliella tertiolecta*) *Bioresour. Technol.*, vol. 102, p: 1649-1955.
- **Colyer C.L., Kinkade C.S., Viskari, P.J. et Landers, J.P., (2005).** Analysis of cyanobacterial pigments and proteins by electrophoretic and chromatographic methods. *Analytical and Bioanalytical Chemistry.* 382: 559-569.

- **Costanza R, d'Arge R, Rudolf de Groot, Stephen F.k, Monica G, Bruce H, Karin L, Shahid N, R. V. O'Neill, Jose P, Robert G. R, Paul S. k. k & Marjan van den B.,(1997).** The value of the world's ecosystem services and natural capital in Nature's Services VOL, 387.
- **Coute A., (1995).** Diversité chez les micro-algues. TSM; 01-1995, pp. 20-24.
- **Couté A., Bernard C., (2001).** Les cyanobactéries toxiques. In: Toxines d'algues dans l'alimentation, Frémy, J. M. & Lassus, P. (Ed), Ifremer, Brest, 21-37.
- **CRE Laurentides., (2009).** L'oxygène dissous. pp.4
- **Dauta A. et Feuillade J., (1995).** Croissance et dynamique des populations algales. In : Limnologie générale. Pourriot R. et Mcybook M., Paris. Masson .Coll . Ecol.25:328 -350.
- **De Casabianca M.L. et Kepel R.C.H., (1999).** Impact of dominant Wind on hydrological variables in a Mediterranean lagoon (Than Lagoon-France) Oealia. Vol : XXV: 3-16.
- **Demers S., Therriault T., Bourget E. et Bah A., (1987).** Resuspension in the shallow sub littoral zone of a macrotidal estuarine environment: Wind influence. Limnol.Oceanogr. 32: 327-39.
- **Des Abbayes H., Chadefaud M., Feldmann J., De Ferre Y., Gausson H., Grasse P.P. et Prévot A.R., (1978).** Précis de botanique : 1 végétaux inférieurs. 2^{ème} édit. Masson, paris. 302,303p.
- **Detay M., (1993).** Le Forage D'eau, Réalisation, Entretien et Réhabilitation Masson .393p.
- **Droop M.R., (1973).** Some thoughts on nutrient limitation in algae, J.Phycology.9. 264-27é.
- **Dupont J., (2004).** La problématique des lacsacides au Québec, direction du suivi de l'état de l'environnement, ministère de l'environnement, envirodoqno.ENV/2004/0151, collection no.QE/145, 18 p.
- **Dusenberry J.A., Olson R.J. et Chisholm S.W., (1999).** Frequency distributions of phytoplankton single cell fluorescence and vertical mixing in the surface oceans. Limnol. Oceanogr.; 44:431-435.
- **Fogg, G.E., Stewart, W.D.P., Fay, P. et Walsby, A.E., (1973).** The blue-green algae. Academic Press-London and New York. pp. 9-297.

- **Gailhard I., (2003).** Analyse de la variabilité spatio-temporelle des populations microalgales côtières observées par le « Réseau de surveillance du Phytoplancton et des phycotoxines » (REPHY). Thèse de Doctorat. Université de la Méditerranée (Aix–Marseille II).P : 1,14.
- **Ganf G.G., Heaney, S.I. et CorryJ., (1991).** Light absorption and pigment content in natural populations and cultures of a non-gas vacuolate cyanobacterium *Oscillatoria bourrellyi* (= *Tychonema bourrellyi*). *Journal of Plankton Research*. 13 : 1101-1121.
- **Gayral P., (1975).** Les Algues: morphologie, cytologie, reproduction et écologie. Doin édité. Paris. P: 52,133-138.
- **Geitler L., (1932).** Cyanophyceae. In *Kryptogamen-Flora von Deutschland, Oesterreich und der Schweiz*, ed. L. Rabenhorst, Volume 14. Akademische Verlagsgesellschaft M.B.H Leipzig.
- **Gleick P.H., (1993).** "Water resources: A long-range global evaluation." *Ecology Law Quarterly* Vol. 20, No. 1, pp. 141-149.
- **Goffart A., (2010).** Les Indices De Composition Phytoplanctonique En Eaux Côtières Synthèse Bibliographique, Université de Liège Belgique et STARESO Calvi Corse.
- **Gomez P.I., Barriga A., Cifuentes A.S. et Gonzales M.A.,(2003).** (Effect of salinity on the quantity and quality of carotenoids accumulated by *Dunaliella salina* (strain CONC- 007) and *Dunaliella barbawil* (strain ATCC-30861) Chlorophyta) , *Biological Research*, 36, p. 185-192.
- **Grzebyk D.Y., Sako, B. et Berland.,(1998).** Phylogenetic analysis of nine species of *Prorocentrum* (Dinophyceae) inferred from 18 S ribosomal DNA sequences, morphological comparisons and description of *Prorocentrum panamensis*, sp. nov. *J. Phycol.*, 34: 1055-1068.
- **Haney J.F., (1987).** Field studies on Zooplankton–Cyanobacteria interactions. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research* 21: 467-475.
- **Hansen G., Turquet J., Quod J.P., Ten Hage L., Lugomela C., Kyewalyanga M., Hurbungs M., Wawiye P., Ogongo B., Tunje S. et Rakotoarinjanahary H., (2001).** Potentially Harmful Microalgae of the Western Indian Ocean. *Manuals and Guides* 41. P: 5, 79.

- **Henning M., Hertel H., Wall H. et Kohl J.G., (1991).** Strain-specific influence of *Microcystisaeruginosa* on food ingestion and assimilation of some cladocerans and copepods. *Int. Rev. Ges. Hydrobiol.* 76: 37-45.
- **Herrera-Silveira J.A. et Comin F. A., (1995).** Nutrient fluxes in a tropical coastal lagoon. *Ophelia.* 42: 127-146.
- **Hurlbert S.H., (1971).** The nonconcept of species diversity: a critique and alternative parameters, *Ecology* 52 (1971), pp. 577–586.
- **John D.M., (1994).** Alternation of generations in algae: its complexity, maintenance and evolution. *Biology Review.* 69: 275-291.
- **J-Rodier., (1984).** « Analyse de l'eau, eau de mer, eau résiduaire », 7^{ème} édition, Dunod, Paris.
- **Kilham S.S. et Kilham P., (1984).** The importance of resource supply rates in determining phytoplankton community structure, p. 7-27. In *Trophic interactions within aquatic ecosystems.* Am. Assoc.
- **Komàrek J., Komàrková J. et Kling H., (2003).** Filamentous cyanobacteria. In: *Freshwater algae of North America,* Elsevier (Ed), USA, 117-196.
- **Kumar A., Ergas S., Yuan X., Sahu A. Zhang Q., Dewulf J., Malcata F.X. et Van Langenhove H., (2010).** (Enhanced CO₂ fixation and biofuel production via microalgae: recent developments and future directions), *Trends in Biotechnology,* vol.28;n°7,p.371-380.
- **Lampert W., (1987).** Laboratory studies on zooplankton-Cyanobacteria interaction. *New. Zeal. Jour. Mar. Fresh. Res.* 21: 483-490.
- **Lu C Torzilla G. et Vonshak A., (1999).** Kinetic response of photosystem II photochemistry in the cyanobacterium *Spirulina plantensis* to high salinity is characterized by two distinct phases *Australian J. of Plant physiol.,* 26, p. 283-292.
- **Lukac M. et Aegerter R., (1993).** Influence of trace metals on growth and toxin production of *Microcystisaeruginosa*. *Toxicol.* 31: 293-305.
- **M. Dore., (1995).** « Chimie des oxydants et traitement des eaux », édition technique et documentation, Lavoisier.
- **Millet B., (1989).** Fonctionnement hydrodynamique du bassin de Thau. Validation écologique d'un modèle numérique de circulation (Programme Echothau). *Oceanologica Acta.* 12 (1) : 37-46.

- **Morita M., watanabe Y. et Saiki H., (2000).** (Investigation of photobioreactor design for enhancing the photosynthetic productivity of microalgae), biotechnology and bioengineering ,vol . 69, p.693-698.
- **Mur L.R., Skumberg, O.M., etUtkilenH., (1999).** Cyanobacteria in the Environment. In: Chorus, I. et Bartram, J. (eds.). Toxic Cyanobacteria in water. A guide to their public Health consequences, monitoring and management. WHO Ed. E & FN SPON. pp 41-111.
- **Nasri H., (2001).** Etude de la dynamiquespatio-temporelleet des paramètres de croissance des cyanoprocaryotestoxiques. Dansun milieu d’eaudouce (cas du barrage chéffia), thèse de magister. Univd’Annaba, 78pp.
- **Nezan E., Piclet G. et Grossel H., (1997).**Guide pratique duRéseau National deSurveillance du phytoplancton.
- **Oliver R. L. etGanf G.G., (2000).** Freshwater Blooms. P: 149-194. In: Whitton B.A., &Potts M., The Ecology of Cyanobacteria .Their Diversity in Time and Space.Kluwer. Academic. Publishers.
- **Pierre J.F., (2001).** Bulletin de l’académielorraine des sciences : catalogue des algues(du Nord –Est de la France et des régionsattentes 1959-2001). P : 45-46.
- **Prescott L.M., Harley J.P. et klein D.A., (1995).** Microbiologie. 1er édit. Bruxelles. P: 536.
- **PULZ O. et GROSS W., (2004).** Valuable products from biotechnology of microalgae.Mini-review, Applied Microbiology and Biotechnology, vol.65, n°6, p.635-648.
- **R. Bourriier. Béchir. Selmi., (2011).** «Techniques de la gestion et de la distribution de l’eau », édition du moniteur, Paris.
- **Ramade F., (1984).** Éléments d’écologie: écologie fondamentale. ÉditMcGraw-Hill. Paris. P: 61.
- **Reynolds C.S., (1992).** Dynamics selection and composition of phytoplankton in relation to vertical structure in lakes. Arch. Hydrobiol. Beih. Engeben. Limnol. 35: 13-31.
- **Reynolds C.S.Padisák J. etSommer U., (1993).** Intermediate disturbance in the ecology of phytoplankton and the maintenance of species diversity: a synthesis. Hydrobiologia 249: 183-188.

- **Reynolds R.W. et Smith T.M., (1998).** A High-Resolution Global Sea Surface Temperature Climatology for the 1961–90 Base Period. *J. Climate*, 11, 3320–3323.
- **Reyssac O., (1970).** Phytoplanctonnet production primaire au large de la Côte-d'Ivoire. *Bull. IFAN, Sér. A.* 32 (4): 869-981.
- **Richardson K., (1997).** Harmful or exceptional phytoplankton blooms in the marine ecosystem. *Adv. Mar. Biol.* 31: 301-385.
- **Rippka R., (1988).** Recognition and identification of Cyanobacteria. *Methods Enzymol.*, 167, 28-68.
- **Rodier J., Bazin C., Broutin J. p., Chambon P., Champsaur H. et Rodi L., (1996).** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. 8ème édition. Dunod. Paris. 1383 p.
- **Rodier J., Legube B., Marlet N. et coll., (2009).** L'analyse de l'eau. 9ème édition. Dunod. Paris. 1579 p.
- **Roger P.A., (1996).** Biology and Management of the Flood water Ecosystem in Rice fields. IRRI. Editor William H. Smith. P: 132.
- **Rosowski J.R., (2003).** Photosynthetic Euglenoids. Dans: *Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification*. Wehr, J.D. et Sheath, R.G. (eds). Academic Press, Paris.
- **S. Tebbani, F. Lopes., et al., (2014).** Biofixation de CO₂ par les microalgues. P24.
- **S. Tebbani, F. Lopes., et al., (2014).** Biofixation de CO₂ par les microalgues. P26.
- **Sakka Hlaili A., Chikhaoui M.A., El Grami B. et Hadj Mabrouk H., (2003).** Variation hivernale de la communauté phytoplanctonique de la lagune de Bizerte en milieu naturel et fertilisé en nutriments. *Revue F.S.B.* 2: 37-49.
- **Satake M., Ofuji K., Naoki H., James K., Furey A., Mc Mahon T., Silke J. et Yasumoto T., (1998).** Azaspiracid, a New Marine Toxin Having Unique Soiro Ring Assemblies. Isolated from Irish Mussels. *Mytilus. Edulis*. *Jou. Am. Chem. Soc.* 120 (38): 9967- 9968.
- **Schagerl M. et Donabaum K., (2003).** Patterns of major photosynthetic pigments in freshwater algae. 1. Cyanoprokaryota, Rhodophyta and Cryptophyta. *Annales de Limnologie.* 39:35-47.
- **Sevrin –Reyssac J., La Noüe J. et Proulx D., (1995).** Le recyclage du lisier de porc par lagunage. Lavoisier. Paris. P: 17.

- **Skulberg O.M., (1996).** Toxins produced by cyanophytes in Norwegian inland waters health and environment. In: Chemical data as a basis of geomedical investigations. Ed. Lag. J., the Norwegian Academy of Sciences and Letters, Oslo. pp. 131-148.
- **Steidinger K. et Baden D.G., (1984).** Toxic marine dinoflagellates. In: Spector D.L (edit) Dinoflagellates. Academic Press. Orlando. P: 201-261.
- **Stickney H.L., Hood R.R. et Stoecker D.K., (2000).** The impact of mixotrophy on planktonic marine ecosystems. Ecol. Model. 125 (2-3): 203-203.
- **Straub F., (1984).** Note algologique I : Observation de quelques Diatomées (Bacillariophyceae). Extrait du Bulletin de la Société Neuchâtoise des Sciences naturelles 1. 107: 5-9.
- **Straub F., Pokorni B., Miserez J.J. et Montandon P.E., (2004).** Note algologique III: Nuisances algales dans le Jura Suisse en 2003, 2004. Bulletin de la Société Neuchâtoise des sciences naturelles. 127 : 57-67.
- **Travers M., (1964).** Diversité spatio-temporelle des genres *Daphnia* et *Simocephalus* des mares tempore de la Numidie. Thèse de Magistère. Université de Guelma .70p.
- **Trégouboff G. et Rose M., (1978).** Manuel de Planctologie méditerranéenne. Tome I.
- **Turner P.C., Gamie A.J., Hallinrake K. et Codd G.A., (1990).** Pneumonia associated with contact with Cyanobacteria. BMJ 300 : 1440-1441.
- **V. Leclerc, J.-Y. Floch, et Quae., (2010).** les Secrets des Algues. P20.21.
- **Wang B., Li Y., Wu N. et Lan C.Q., (2008).** (CO₂ biomitigation using microalgae), Applied Microbiology and Biotechnology , 79, p. 707-718.
- **Zeitzschel B., (1978).** Phytoplankton manual: Monographs on oceanographic methodology- Unesco: 1- 6.

Sites web:

[1] : http://lebrusc.chez-alice.fr/pages/classification_algues.htm.

[2]: <http://manuel.gonzales.free.fr/pages/regne.html>.

[3]: <https://www.universalis.fr-chrysophycees>.

[4]: <http://www.greenfuelonline.com/news/Biofutur.pdf>

[5]: <https://www.phenomer.org^qu'est-ce-phytoplancton>.

[6]: [www.observatoire plancton](http://www.observatoire-plancton)

[7]: [docs.eclm.fr pdf-livre](http://docs.eclm.fr/pdf-livre)

[8]: <https://www.djazairess.com>

[9]: https://www.vitamedz.com/toubiere-du-lac-noir/Articles_362_33353_36_1.html

[10]: <http://envlit.ifremer.fr/var/envlit/storage/documents/dossiers/prelevement>

[11]: <http://www.alloprof.qc.ca/BV/pages/s1342.aspx>

Annexes

Annexe1 : Abondance des peuplements phytoplanctoniques de lac Noir (ind /L.10⁶)

1. Cyanobactéries			
Cyanophycées			
Genres	Espèces	Mars	Mai
<i>Dolichospermum</i>	<i>Dolichospermum planctonicum</i>	0	0.033
<i>Anabaena</i>	<i>Anabaena sp</i>	0	0.017
	<i>Anabaena flos-aquae</i>	0.017	0
<i>Aphanizomenon</i>	<i>Aphanizomenon sp</i>	0	0.017
<i>Chroococcus</i>	<i>Chroococcus sp</i>	0	0.017
	<i>Chroococcus limneticus</i>	0.017	0.017
<i>Oscillatoria</i>	<i>Oscillatoria limosa</i>	0.017	0.033
<i>Gloeocapsa</i>	<i>Gloeocapsa dispersa</i>	0.017	0
Totale		T=0,068	T=0,134
Ab totale =0,202			
2. Chlorophycées			
1. Chlorophycées			
<i>Pediastrum</i>	<i>PediastrumTetras</i>	0	0.217
	<i>Pediastrum duplex</i>	0	0.033
<i>Monoraphidium</i>	<i>Monoraphidium controtum</i>	0,708	0.325
	<i>Monoraphidium arcuatum</i>	0	0.017
	<i>Monoraphidium griffithii</i>	0,083	0.033
	<i>Monoraphidium circinalis</i>	0.167	0.433
<i>Ankistrodesmus</i>	<i>Ankistrodesmus Fusiformis</i>	0,033	0.433
	<i>Ankistrodesmus spiralis</i>	0	0.017
	<i>Ankistrodesmus falcatus</i>	0	0.05
<i>Kirchneriella</i>	<i>Kirchneriella diana</i>	0,083	0.017
<i>Selenastrum</i>	<i>Selenastrum gracile</i>	0.017	0.083
<i>Scenedesmus</i>	<i>Scenedesmuscornis</i>	0,1	0.15
	<i>Scenedesmusbicaudatus</i>	1.067	0.15
	<i>Scenedesmusdenticulatus</i>	0	0.05
	<i>Scenedesmus sp</i>	0	0.67
	<i>Scenedesmus antillarum</i>	0	0.67
	<i>Scenedesmus openliensis</i>	0	0.15
	<i>Scenedesmus quadricuada</i>	0.117	0.33
	<i>Scenedesmus armatus</i>	0.117	0.12
	<i>Scenedesmus abundans</i>	0	0.32
	<i>Scenedesmus ellipticus</i>	0	0.02
	<i>Scenedesmus subsipicatus</i>	0.017	0.033
	<i>Scenedesmus itascaensis</i>	0	0.05
	<i>Scenedesmus perforates</i>	0	0.12
	<i>Scenedesmus heteracantha</i>	0	0.05
<i>Scenedesmus acuminatus</i>	0	0.05	

Annexe 1 suite

<i>Tetradismus</i>	<i>Tetradismus cumbricus</i>	0	0.333
<i>Desmodesmus</i>	<i>Desmodesmus quadricauda</i>	0	0.017
<i>Westella</i>	<i>Westella botryooides</i>	0	0.033
<i>Coelastrum</i>	<i>Coelastrum sphaericum</i>	0.033	0.233
Totale		T=2.542	T=7.207
Ab totale =9.749			
2. Zygnematophycées (Conjugatophycées)			
<i>Cosmarium</i>	<i>Cosmarium contractum</i>	0	0.67
	<i>Cosmarium laeve</i>	0	0.05
	<i>Cosmarium sp</i>	0	0.017
<i>Staurastrum</i>	<i>Staurastrum gladiusum</i>	0	0.017
	<i>Staurastrum hexacerum</i>	0	0.208
	<i>Staurastrum subavicula</i>	0	0.908
	<i>Staurastrum alternans</i>	0,475	0.208
	<i>Staurastrum dilatatum</i>	0,108	0
	<i>Staurastrum gracile</i>	0,033	0
	<i>Staurastrum connatus</i>	0.017	0.025
<i>Micrasterias</i>	<i>Micrasterias furcata</i>	0	0.017
<i>Sphaerosozma</i>	<i>Sphaerosozma excavatum</i>	0,233	1.216
<i>Staurodesmus</i>	<i>Staurodesmus dejectus</i>	0	0.358
<i>Pleurotaenium</i>	<i>Pleurotaenium truncatum</i>	0	0.017
<i>Spondylosium</i>	<i>Spondylosium nitens</i>	0.017	0
	<i>Spondylosium planum</i>	0,267	0
<i>Xanthidium</i>	<i>Xanthidium bifidum</i>	0	0.017
<i>Closterium</i>	<i>Closterium parvulum</i>	0	0.67
	<i>Closterium acutum</i>	0	0.05
	<i>Closterium acerosum</i>	0	0.017
	<i>Closterium libellula</i>	0,033	0
	<i>Closterium aciculare</i>	0.017	0.017
Totale		T=1.2	T=4.482
Ab totale=5.68			
3. Trebouxiophycées			
<i>Oocystis</i>	<i>Oocystis tainoensis</i>	0,033	0.06
<i>Hormidium</i>	<i>Hormidium subtile</i>	0.017	0
<i>Dictyosphaerium</i>	<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>	0.017	0.017
Totale		T=0.067	T=0.077
Ab totale=0.144			
3. Diatomyphycées			
1. Bacillariophycées			
<i>Navicula</i>	<i>Navicula gregaria</i>	0	0.083
	<i>Navicula sp</i>	0	0.083
	<i>Navicula cryptocephala</i>	0	0.033
	<i>Navicula salinarum</i>	0	0.017

Annexe 1 suite

	<i>Navicula tripunctata</i>	0	0.033
	<i>Navicula gracilis</i>	0	0.092
	<i>Navicula steckerae</i>	0	0.033
	<i>Navicula radiosa</i>	0	0.017
	<i>Navicula cryptotenella</i>	0	0.025
<i>Pseudo-nitzschia</i>	<i>Pseudo-nitzschiaseriata</i>	0.017	0.083
<i>Nitzschia</i>	<i>Nitzschia filiformis</i>	0	0.2
	<i>Nitzschiasigmoidea</i>	0	0.017
	<i>Nitzschiapalea</i>	0.1	0.17
	<i>Nitzschialacuum</i>	0.133	0.092
	<i>Nitzschiaamphibia</i>	0	0.033
	<i>Nitzschia linearis</i>	0	0.017
	<i>Nitzschiasubcurvata</i>	0	0.075
<i>Achnanthes</i>	<i>Achnanthes sp</i>	0	0.017
	<i>Achnanthes minutissima</i>	0	0.083
<i>Cymbella</i>	<i>Cymbella aspera</i>	0	0.017
<i>Rhoicosphenia</i>	<i>Rhoicosphenia curvata</i>	0	0.017
<i>Gyrosigma</i>	<i>Gyrosigma acumunatum</i>	0,033	0.017
	<i>Gyrosigma spencerii</i>	0,05	0
<i>Synedra</i>	<i>Synedra ulna</i>	0,05	0.225
	<i>Synedra affinis</i>	0	0.017
<i>Fragilaria</i>	<i>Fragilaria crotenensis</i>	0,133	0.017
<i>Diatoma</i>	<i>Diatoma vulgare</i>	0	0.067
<i>Amphira</i>	<i>Amphira ovalis</i>	0	0.13
<i>Pinnularia</i>	<i>Pinnularia nobilis</i>	0,033	0
Totale		T=0.549	T=1.71
Ab totale=2.259			
4. Chrysophycées			
1. Mediophycées			
<i>Cyclotella</i>	<i>Cyclotella comta</i>	0	0.017
Ab totale=0.017			
2. Dinophycées			
<i>Gymnodinium</i>	<i>Gymnodinium mirabile</i>	0.017	0.12
<i>Heterocapsa</i>	<i>Heterocapsa triquetra</i>	0.017	0
<i>Prorocentrum</i>	<i>Prorocentrum lima</i>	0.017	0
	<i>Prorocentrum micans</i>	0.033	0
Totale		T=0.084	T=0.12
Ab Totale=0.204			
3. Coscinodiscophycées			
<i>Aulacoseira</i>	<i>Aulacoseira granulate</i>	0	0.17
Ab totale=0.017			
4. Chrysophycées			
<i>Dinobryon</i>	<i>Dinobryon divergens</i>	0.433	0.433
Ab totale=0.866			
5. Euglenophycées			
<i>Trachelomonasintermedia</i>	<i>Trachelomonas intermedia</i>	0	0.125

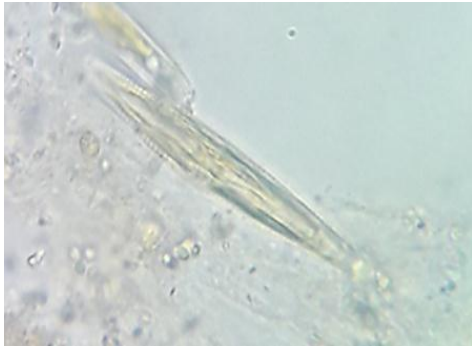
Annexe 1 suite

<i>Trachelomonas</i>	<i>Trachelomonas volvocina</i>	0,042	0.092
	<i>Trachelomonas hispida</i>	0	0.075
<i>Euglena</i>	<i>Euglena anabaena</i>	0,05	0.017
<i>Phacus</i>	<i>Phacus succicus</i>	0	0.67
	<i>Phacus longicauda</i>	0	0.017
<i>Totale</i>		<i>T=0.092</i>	<i>T=0.996</i>
<i>Ab totale=1.088</i>			
6. Pyrophycées			
<i>Cryptophyceae</i>			
<i>Cryptomonas</i>	<i>Cryptomonas ovata</i>	0,75	0.058
	<i>Cryptomonas erosa</i>	0,083	0.242
	<i>Cryptomonas marssoni</i>	0,283	0
<i>Totale</i>		<i>T=1.116</i>	<i>T=0.3</i>
<i>Ab totale=1.416</i>			

Annexe 2 : Variations de l'indice de SHANNON des classes phytoplanctoniques du lac Noir

Classes	Indice de Shannon	
	Mars	Mai
Cyanophycées	0,0255376	0,02040615
Euglenophycées	0,13803202	0,08523837
Chlorophycées	0,15920725	0,15950651
Cryptophycées	0,13404194	0,03764522
Trebouxiophycées	0,02124624	0,01314455
Zygnematophycées	0,02713079	0,15963113
Chrysophycées	0,0807187	0,11560792
Dinophycées	0,04532922	0,0187145
Bacillariophycées	0,09321662	0,11560792
Coscinodiscophycées	0	0,003756
Midiophycées	0	0,003756
H'max	0,72446038	0,73300977

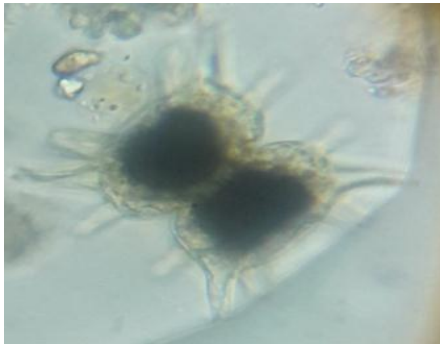
Annexe 3 : photographie des espèces phytoplanctoniques



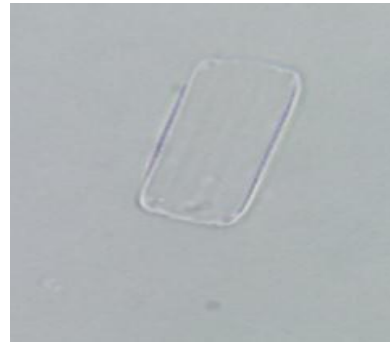
Navicula radiosa



Achnanthes minutissima



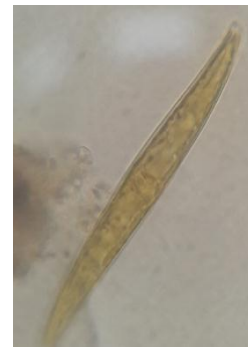
Staurastrum connatus



Diatoma vulgare



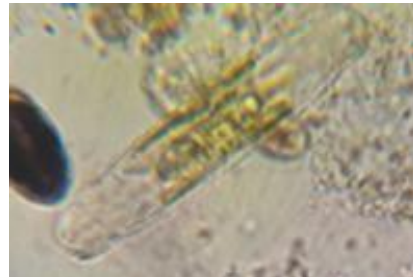
Scenedesmus perforates



Gyrosigma acumunatum



Spondylosium planum



Closterium libellula

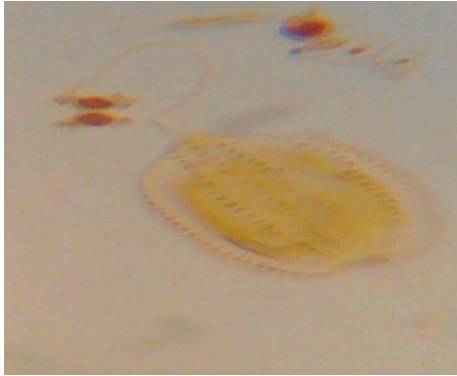
Annexes



Synedra affinis



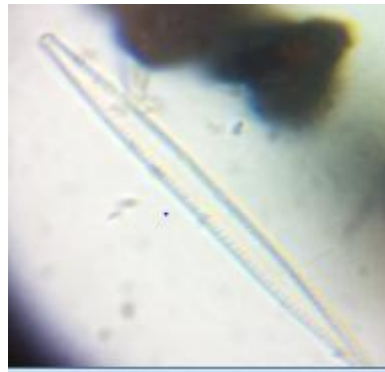
Pediatrum tetras



Phacus longicauda



Oocystis tainoensis



Nitzschia filiformis