

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE M'HAMED BOUGARA, BOUMERDES
FACULTE DES SCIENCES, DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de

MASTER II académique en
Sciences de la Nature et de la Vie

Spécialité : Biochimie appliquée

Thème

Etude de développement des algues dans différents types
d'eaux naturelles

Présenté par :

HELLAL Sarah

MAKHOUKH Djouher

Devant le jury :

Mr HARITI M'hamed	Maitre-Assistant A	UMBB	Président
Mr YEDDOU Ahmed Reda	Professeur	UMBB	Examineur
Mr HALET Farid	Maitre de conférences B	UMBB	Promoteur

Promotion juillet 2019

ملخص

الهدف من هذه الدراسة هو محاولة فهم تطور الطحالب في المياه الطبيعية المعدنية من خلال مراقبة بعض المعلمات المشاركة في هذا النمو وتقييم تأثير بعض المواد المؤكسدة على القضاء على هذه الطحالب.

في البداية ، يتم استزراع الأعشاب البحرية عن طريق زرع مصادر الأعشاب البحرية من مكانين مؤهلين) المصدر H ومصدر غزة (، في مختلف مصادر المياه الطبيعية المعبأة في زجاجات) صيدا ، بيور لايف أوف نستله ولالا خديجة (أو في نظام ديناميكي بفضل استخدام سخان الغمر مع مضخة إعادة تدوير متكاملة. تابعنا تطورها بواسطة معلمتين " الرقم الهيدروجيني Hp والمواد المعلقة ". (MES) تم إجراء محاولة لتحديد المجهر الضوئي لتأكيد وجود الطحالب في السلاطات.

الطحالب كونها النظام الغذائي الأساسي للبكتيريا والفطريات ، فإنها تعزز انتشارها. لذلك من الضروري القضاء عليها بشكل فعال. للتخلص من ذلك ، فإن طريقة التخلص التي استخدمناها هي حقن ماء جافيل والهواء قبل وبعد توازن درجة الحموضة في المحلول عند 7.2.

أظهرت نتائج تحليل تطور الطحالب في مصادر المياه الطبيعية المختلفة أن الطحالب تنمو في المياه العذبة (TH) بين 15 و 20 درجة فهرنهايت (وفي وسط أساسي مع درجة الحموضة بين 8 و 11. أظهرت نتائج الإزالة أن حقن الهواء بعد انخفاض الرقم الهيدروجيني بواسطة حمض الهيدروكلوريك وإضافة ماء جافيل ، هو وسيلة فعالة للقضاء على الطحالب بدون جهاز توجيه.

الكلمات المفتاحية: الطحالب ، المياه الطبيعية ، التخلص و البذر.

Résumé

L'objectif de cette étude est d'essayer de comprendre l'évolution des algues dans les différentes eaux naturelles par le suivi de certains paramètres intervenant dans cette croissance et d'apprécier l'effet de certains oxydants sur l'élimination de ces algues.

Dans un premier temps, une culture des algues est effectuée par ensemencement des sources d'algues issue de deux endroits différentes (source H et source Ghaza), dans différentes sources d'eau naturelles en bouteille (Saida, Pure Life de Nestlé et Lalla Khdiya) ou dans un système dynamique grâce à l'utilisation d'un thermoplongeur avec pompe de recirculation intégrée. Nous avons suivi leur évolution par deux paramètres « le pH et les Matières en suspension (MES) ». Une tentative d'identification par microscope optique a été réalisée afin de confirmer l'existence des algues dans les souches.

Les algues étant l'alimentation de base des bactéries et des champignons, elles favorisent leur prolifération. Il convient donc de les éliminer efficacement. Pour éliminer ces derniers, la méthode d'élimination que nous avons utilisée est l'injection de l'eau de javel et l'air avant et après avoir équilibré le pH de la solution à 7,2.

Les résultats d'analyse de développement des algues dans les différentes sources d'eau naturelle ont montré que les algues se développent dans les eaux douces (TH compris entre 15 et 20°F) et dans un milieu basique d'un pH compris entre 8 et 11. Les résultats d'élimination ont montré que l'injection d'air après diminution de pH par HCl et l'ajout de l'eau de javel, est une méthode efficace pour éliminer les algues sans routeur.

Mots clés : algue, eau naturel, élimination, ensemencement.

Abstract

The objective of this study is to try to understand the evolution of algae in natural deferential waters by monitoring certain parameters involved in this growth and to assess the effect of certain oxidants on the elimination of these algae.

At first, a seaweed culture is carried out by sowing seaweed sources from two deferential places (source H and source Ghaza), in different bottled natural water sources (Saida, Pure Life of Nestlé and Lalla Khdija) or in a dynamic system thanks to the use of an immersion heater with integrated recirculation pump. We followed their evolution by two parameters "pH and suspended matter (MES)". An optical microscope identification attempt was made to confirm the existence of algae in the strains.

Algae being the staple diet of bacteria and fungi, they promote their proliferation. It is therefore necessary to eliminate them effectively. To eliminate these, the disposal method we used is bleach injection and air before and after balancing the pH of the solution at 7.2.

The results of algal development analysis in the different natural water sources have shown that algae grow in fresh waters (TH between 15 and 20 ° F) and in a basic medium with a pH between 8 and 20 ° F. 11. The elimination results showed that the injection of air after pH decrease by HCl and the addition of bleach, is an effective method to eliminate algae without a router.

Key words: algae, natural water, disposal, seeding.

Remerciement

Nous remercions tout d'abord le bon Dieu qui nous a donné le courage et la patience pour terminer ce modeste travail.

Nous remercions également Monsieur Boubker NEDJEMI, Directeur de Laboratoire LEDTEEGE et professeur à l'ENS de Kouba , d'avoir accepté de nous ouvrir les portes de Laboratoire .

Nous remercions tout particulièrement Monsieur HARITI M'hamed (Maitre-Assistant A A l'université UMBB), qui a bien voulu présider le jury de cette soutenance.

Nous remercions tout particulièrement Monsieur YEDDOU Ahmed Reda (Professeur à l'université UMBB), qui a bien voulu Examiner ce travail.

Nous remercions Monsieur HALET Farid (Maître de conférences B), à l'Université UMBB, qui a dirigé ce travail, pour ses encouragements incessants et pour tous les efforts qu'il a fait pour mener à bien ce travail.

Nous remercions l'ensemble de l'équipe de laboratoire ainsi que l'ensemble des enseignants de l'UMBB qui ont contribué de loin ou de pré à notre formation.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail aux être qui me sont les plus
chers, je cite :

Mes parents les plus chers au monde, Papa et Maman,
que dieu les garde et les protégé.

Mon frère Mouhamed Aziz

Ma sœur Lynda

Tout la famille MAKHOUKH et BOUDEBZA

Mon binôme HELLAL Sarah et toute sa famille

Toutes mes amies

Toute la promotion 2019

MAKHOUKH Djouher

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail aux être qui me sont les
plus chers, je cite :

Mes parents les plus chers au monde, Papa et
Maman, que dieu les garde et les protégé.

Mes deux frères Bilal, Abderahim et sa femme Lobna
et leur fis abdlah isam.

Mes chère sœurs Yousra, Wissam, Khaoula et
Kanza.

Mon futur mari MAKHLOUFI Farid.

Toutes la famille HELLAL et ABDELI.

Mon binôme MAKHOUKH Djouher et toute sa
famille.

Toutes mes amies, particulièrement: DJMADA
Selma.

Toute la promotion 2019

HELLAL Sarah

Liste des figures

<i>Figure 1 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 1% de la culture source « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	50
<i>Figure 2 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 5% de la culture source « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	50
<i>Figure 3 : Evolution du pH en de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 10% de la culture « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	51
<i>Figure 4 : Evolution du pH en de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 20% de la culture « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	51
<i>Figure 5 : Evolution du pH en de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 1% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	52
<i>Figure 6 : Evolution du pH en de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 5% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	53
<i>Figure 7 : Evolution du pH en de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 10% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	53
<i>Figure 8 : Evolution du pH en de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 20% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante</i>	54
<i>Figure 9 présentation graphique d'évolution de la matiere en suspontion (MES) dans Nestlé pur life</i>	55
<i>Figure 10 présentation graphique d'évolution de la matiere en suspontion (MES) dans Saida</i>	55
<i>Figure 11 présentation graphique d'évolution de la matiere en suspontion (MES) dans Lala Khdija</i>	56
<i>Figure 12 : présentation graphique montre l'évolution de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.</i>	60
<i>Figure 13 : Présentation graphique montre l'évolution de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.</i>	61
<i>Figure 14 : présentation graphique montre l'évolution de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.</i>	62
<i>La figure 15 montre l'évolution des MES en fonction du temps après ajustement du pH de la solution à 7,2 puis injection de l'eau de javel à une concentration de</i>	63
<i>Figure 16 présentation graphique de l'évolution de pH en fonction de temps dans le bassin.</i>	64
<i>Figure 17 : Présentation graphique montre l'évolution de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.</i>	65
<i>Figure 18 : Présentation graphique montre l'évolution de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.</i>	66

Liste des photos

<i>Photos 1 : situation géographique de l'eau de source en Algérie</i>	<i>28</i>
<i>Photos 2 : évolution de source H dans l'eau de pure life de Nestlé après 5jour de ensemencement.....</i>	<i>57</i>
<i>Photos 3: évolution de source H dans l'eau de pure life de Nestlé après 10 jour de ensemencement.....</i>	<i>57</i>
<i>Photos 4 : évolution de source H dans l'eau de pure life de Nestlé après 20 jour de ensemencement.....</i>	<i>57</i>
<i>Photos 5 : évolution de source H dans l'eau de Saïda après 5jour de ensemencement</i>	<i>58</i>
<i>Photos 6 : évolution de source H dans l'eau de Saïda après 10 jour de ensemencement</i>	<i>58</i>
<i>Photos 7 : évolution de source H dans l'eau de Saïda après 15 jour de ensemencement</i>	<i>58</i>
<i>Photos 8 : évolution de source H dans l'eau de Lalla Khdidja après 5jour de ensemencement</i>	<i>59</i>
<i>Photos 9 : évolution de source H dans l'eau Lalla Khadidja 10 jour de ensemencement.....</i>	<i>59</i>
<i>Photos 10 : évolution de source H dans l'eau de Lalla Khdidja après 15 jour de ensemencement.....</i>	<i>59</i>

Listes des tableaux

<i>Tableau N°1 : explication de source de carbone et énergie pour chaque types trophique (Becerra, 2009)</i>	<u>19</u>
<i>Tableau N°2 présent les souches d'algues et leur origine</i>	<u>30</u>
<i>Tableau N°3 présent les l'eaux naturelle et leur origine</i>	<u>30</u>
<i>Tableau N°4 : Composition des eaux naturelles</i>	<u>35</u>
<i>tableauN°5 : Tentative d'identification des source d'algues de source H</i>	<u>37</u>
<i>Tableau N°6 : Tentative d'identification des source d'algues de source Ghaza</i>	<u>44</u>

Sommaire

<i>Résumé</i>	3
<i>Abstract</i>	4
<i>Remerciement</i>	5
<i>MAKHOUKH Djouher</i>	6
<i>HELLAL Sarah</i>	7
<i>Liste des figures</i>	8
<i>Liste des photos</i>	9
<i>Listes des tableaux</i>	10
<i>Sommaire</i>	11
<i>Introduction Générale</i>	15
<i>Chapitre I : Etude sur les algues</i>	17
<i>I.1.Définition sur les algues</i>	17
<i>I.2 Classification</i>	17
<i>I.2.1 Les Cyanophytes</i>	17
<i>I.2.2 Les Chlorophytes</i>	18
<i>I.2.3 Les Eunglénophytes</i>	18
<i>I.2.4 Les Chrysophytes ou Chromophytes</i>	18
<i>I.2.5 Les Rhodophytes</i>	18
<i>I.2.6 Les Pyrrhophytes</i>	19
<i>I.3 Le type trophique des micro-algues</i>	19
<i>I.4/La photosynthèse</i>	19
<i>Chapitre II : la culture des algues</i>	21
<i>II.1 Généralité sur la culture des algues</i>	21
<i>II.2 Type et qualité d'eau</i>	21
<i>II.3 Les micro-algues d'eau douce</i>	21
<i>II.4 Paramètre de développement des algues</i>	21
<i>II.4.1 Les facteurs abiotiques</i>	22
<i>II.4.2 Les facteurs biotiques</i>	22
<i>II.4.3 Les facteurs opérationnels</i>	22
<i>II.5 L'influence des conditions de milieu</i>	22

II.5.1 La température	22
II.5.2 L'énergie lumineuse	23
II.5.3 Les éléments nutritifs	23
II.5.3.1 Source de carbone :	23
II.5.3.2 Source d'azote	23
II.5.3.3 Source de phosphore	24
II.5.3.4 Salinité du milieu de culture.....	24
II.5.3.5 Autres macro et micronutriments.....	24
II.6 Les paramètres de caractérisation de croissance	24
II.6.1 Les M E S (matières en suspension).....	24
II.6.2 pH	25
II.7 L'élimination.....	25
II.7.1 Hypochlorite de sodium (NaClO) :.....	25
Chapitre III : Les eaux naturelles.....	26
III.1 Définition réglementaire d'une eau naturelle	26
III.2 Caractérisation d'une eau naturelle.....	26
III.2.1 La dureté	26
III.2.2 Calcium (Ca²⁺).....	26
III.2.3 Magnésium (Mg²⁺).....	26
III.2.4 Résidu sec :	27
III.2.5 Sulfates (SO₄)	27
III.2.6 À propos du sodium (Na⁺).....	27
III.3 Aperçu des eaux naturelles en Algérie	27
I. Matériels et méthodes	30
I.1 Matériels	30
I.1.1 Les produits :	30
I.1.2 Equipement et matériel de de laboratoire.....	30
I.2.1.1 Schéma explicatif de thermoplongeur	30
I.2 Méthodes	31
I.2.1 Méthode de choix de l'eau minérale.....	31
I.2.2 Méthode de calcul de Titre Hydrotimétrique total TH (°F).....	31
I.2.3 Méthode de calcul de chlore actif dans l'eau de javel	31
I.2.4 Méthode d'ensemencement.....	32
I.2.5 Méthode de suivi de pH	32

I.2.6 Méthode de MES	32
I.2.7 Méthode d'observation.....	33
I.2.7.1 Observation macroscopique	33
I.2.7.2 Observation microscopique	33
I.2.8 Méthode d'élimination.....	33
I.2.5.1 Essai d'élimination par injection d'air	33
I.2.2.2 Essai d'élimination par ajout d'NaClO (eau de javel de concentration 12°CLH) et injection d'air	33
I.2.7.2.1/ Ajout de 0.3686gramme de chlore actif.....	33
I.2.5.2.2 Ajout de 1.4745 gramme de chlore actif	33
I.2.5.3 Essai d'élimination par l'ajout d'NaClO de concentration 12°HCL et injection d'air	34
<i>I.3 Essais de croissance et d'élimination dans un bassin de 8L à température constante (30°C)</i>	34
I.3.1 Essais de croissance dans un bassin de 8L à température constante (30°C).....	34
I.3.2 Essai d'élimination des algues de bassin par diminution de pH et ajout d'NaClO (eau de javel) a concentration 32°CHL:	34
<i>II. Résultat et discussion.....</i>	35
<i>II.1 Le choix des eaux naturelles</i>	35
<i>II.2 Etude de la croissance des algues dans les diffèrent eaux naturelles</i>	37
<i>II.2.1 Tentative d'identification des sources d'algue.....</i>	37
II.1.1.1 Source H	37
II.1.2 Source Ghaza	43
<i>II.2 Le suivi de la croissance des algues dans les différents types d'eau naturelle.....</i>	49
II.2.1 Suivi d'évolution de pH en fonction de temps à différents pourcentages d'ensemencement	49
II.2.1.1 Source H	49
II.2.1.2 Source Ghaza.....	52
2.2 Suivi d'évolution de MES en fonction de temps à différents pourcentages d'ensemencement	54
II.2.2.1 Source H	54
<i>VI.1 Essai d'élimination par injection d'air.....</i>	60
VI.1.1Suivi d'évolution de MES en fonction de temps à différents	60
<i>VI.2 Essai d'élimination par ajout d'NaClO (eau de javel) et injection d'air</i>	61
VI.2.1/ 0.3686 gramme de chlore actif d'NaClO (12°CHL).....	61
VI.2.1.1 Suivi d'évolution de MES en fonction de temps à différents	61
VI.2.2 Ajout de 1.4745 gramme de chlore actif d'NaClO (12°CHL)	62
VI.2.2.1Suivre par MES	62
VI.2.3 Essai d'élimination par diminution de pH, ajout d'NaClO et injection d'air	62
VI.2.3.1 suivre par MES.....	62

Chapitre IV : Croissance et essai d'élimination des algues dans un bassin de 8L a température constant = 30°C et a l'aire libre	64
IV.1 Suivi d'évolution de pH et MES en fonction de temps à différents	64
IV.1.1 MES.....	65
IV.2 Essai d'élimination par diminution de pH, ajout d'NaHClO (32°CHL).....	66
IV.2.1 suivie par MES	66
Conclusion Général :	67

Introduction Générale

Dans les piscines et les jets d'eau, l'eau utilisée n'est pas renouvelable mais recyclé, ce qui fait qu'ils sont exposés à prolifération des algues transportées par les poussières à travers l'atmosphère.

Les piscines et les jets d'eau, surtout en été, réunissent, naturellement, toutes les conditions pour un développement rapide des micro-organismes : l'humidité, la chaleur, la lumière et les impuretés apportées par les baigneurs. L'introduction de matières organiques par les nageurs (transpiration, cosmétiques, lotions solaires, urine, salive) et l'environnement végétale servent comme source de nutrition pour le développement de ces algues.

Or, les algues sont à la base de la chaîne alimentaire des agents pathogènes telle que bactéries, amibes ou champignons ce qui pose un danger sur la santé des nageurs ou des enfants qui utilisent les jets d'eau comme lieu de baignades.

L'objectif de ce travail est d'essayer de comprendre l'évolution de ces algues dans les eaux naturelles par le suivi de certain paramètre intervenant dans cette croissance. D'apprécier l'effet de certains oxydants sur l'élimination de ces algues.

Pour ce faire, nous avonsensemencé des sources d'algues issue de deux endroits dans différentes sources d'eau naturelles en bouteille et nous avons suivi leur évolutions par deux paramètres « le pH et les Matières en suspension (MES) ».

La méthode d'élimination que nous avons utilisée est l'injection de l'eau de javel et l'air avant et après avoir équilibré le pH de la solution à 7,2.

Notre travail est subdivisé en deux parties traitantes :

La première partie : concernant la partie bibliographique, contient

- ✓ Etude sur les algues.
- ✓ La culture des algues
- ✓ Les eaux naturelles

La deuxième partie : concernant la partie expérimentale, contient

1. Matériel et méthode : Contient la description de l'équipement, verreries et réactifs utilisé tel que les méthodes et protocole expérimentale pour réaliser ce travail.

- ✓ Méthode d'ensemencement
- ✓ Méthode d'élimination
- ✓ Méthode de l'essai de croissance et d'élimination des algues dans un bassin de 8L à température constant et a l'aire libre.

2. Résultats et discussions : Nous avons discuté la croissance et l'élimination des algues ainsi une tentative d'identification algale.

Parti I : synthèse bibliographie

Chapitre I : Etude sur les algues

I.1. Définition sur les algues

Les micro-algues dénommées également phytoplancton (Sialve & Steyer , 2013). Sont définies comme étant des organismes unicellulaires ou pluricellulaires micrométriques qui présentent le métabolisme photosynthétique et sont moins structurellement complexes que les plantes terrestres.

Sur la base de leurs besoins nutritionnels, les micro-algues peuvent être classés en trois catégories : autotrophes, hétérotrophes et mixotrophes. La présence de chlorophylles et pigments accessoires dans les micro-algues autotrophes conduit sa lumière harnachement et le métabolisme photosynthétique. Les micro-algues hétérotrophes sont dépendantes de la photosynthèse et consomment le carbone organique tel que le glycérol et le glucose comme source principale d'énergie métabolique (Hamzat, Norhayati , & AliYuzir, 2015).

Les micro-algues mixotrophes présentent des caractéristiques polyvalentes, elles sont capables de fixer le CO₂ pour la photosynthèse ainsi que de consommer des nutriments organiques. Un large éventail de 200.000 espèces existant dans la nature dont près de 50,000 espèces ont été taxonomiquement définies, les micro-algues sont signalés à être la principale source d'environ 50% de l'oxygène généré sur la terre transformer en même temps que le CO₂ en biomasse lors de la photosynthèse (Hamzat, Norhayati , & AliYuzir, 2015).

I.2 Classification

Les algues sont divisées en 6 grands phylums d'après la nature des pigments et des réserves cellulaires, ce sont : les Cyanophytes, les Chlorophytes, les Euglénophytes, les Chrysophytes, les Rhodophytes et les Pyrrhophytes (André, 1980).

I.2.1 Les Cyanophytes

Les Cyanophytes sont dénommées aussi **Algues bleues** ou **Schizophytes** ou encore **Myxophytes**, elles ne possèdent pas de noyau à membrane ni de chromatophores. Les Cyanophycées sont caractérisées par la couleur bleu-vert, mais on rencontre aussi des teintes vert-noirâtres, brunâtres, rouges, bleues ou même violettes. Les Cyanophytes ne possèdent pas de formes flagellées. C'est un groupe d'algues très abondant dans les eaux douces. (André, 1980).

I.2.2 Les Chlorophytes

Les Chlorophytes appartiennent aux groupes des eucaryotes à noyau bien individualisé, elles possèdent des plastes d'un vert foncé contenant de la chlorophylle et des xanthophylles identiques à celles des plantes supérieures. Les Chlorophytes vivent en eau douce, (André, 1980)

I.2.3 Les Euglénophytes

Les Euglénophytes sont des algues unicellulaires et flagellées, le plus souvent mobiles, avec des plastes verts. Elles possèdent de l'amidon et sont colorée en contact de l'iode. Les Euglénophytes se trouvent plus particulièrement dans les milieux riches en substances organiques. (André, 1980)

I.2.4 Les Chrysophytes ou Chromophytes

Elles sont caractérisées par des chromatophores bruns, jaunes ou vert-jaunâtres. Elles ne possèdent jamais d'amidon et ne se colorent pas en contact avec l'iode. Il existe de nombreuses formes flagellées possédant, pour la plupart, deux fouets inégaux. Ce groupe se divise en cinq classes (André, 1980) :

1. Les Chrysophycées.
2. Les Xanthophycées.
3. Les Diatomées ou Diatomophycées ou Bacillario- phycées.
4. Les Phéophycées.
5. Les Raphidophycées ou Chloromonadophycées.

I.2.5 Les Rhodophytes

Les Rodophytes sont le plus souvent des algues marines et leur présence dans les eaux douces se limite à une trentaine de genres peu fréquents. Les réserves sont constituées de rhodamylon ou amidon floridéen, amidon particulier toujours extraplastidial, prenant une teinte rougeâtre en contact avec l'iode. En eau douce, la couleur des Rhodophytes est bleu-vert, rouge-violacé, très souvent verts ou vert noirâtre. Il n'existe pas de formes flagellées (André, 1980).

I.2.6 Les Pyrrophytes

Les pyrrophytes ont des plastes bruns, plus rarement rouges ou bleu-vert à des formes unicellulaires biflagellées. Elles sont très nombreuses. Les réserves sont constituées par de l'amidon extraplastidial. On distingue deux classes des Pyrrophytes sont (André, 1980) :

1. Les Cryptophycées
2. Les Dinophycées, ou Péridiniens

I.3 Le type trophique des micro-algues

La plupart des micro-algues sont photo-autotrophes, c'est-à-dire qu'elles utilisent le CO_2 comme source de carbone et qu'elles tirent leur énergie de la photosynthèse. Cependant, il existe aussi des micro-algues hétérotrophes qui sont capable d'utiliser une source de carbone organique pour se développer (Becerra, 2009) les différent type trophique sont située dans le tableau N°1.

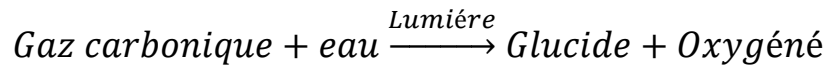
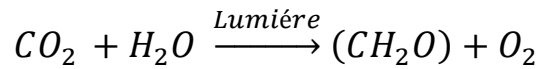
Tableau N°1 : explication de source de carbone et énergie pour chaque types trophique (Becerra, 2009)

Micro-algues	Source de carbone		Source d'énergie	
	CO_2	Composé organique	Lumière	Oxydation des composés organiques ou inorganiques
Photo-autotrophe	/		/	
Photo-hétérotrophe		/	/	
Chimio-autotrophe	/			/
Chimio-hétérotrophe				/

I.4/La photosynthèse

Les organismes comme les algues (autotrophes), sont capables d'utiliser l'énergie lumineuse pour réduire les formes inorganiques (minérales) du carbone, de l'azote, du phosphore et du soufre, afin de photosynthétiser les substances organiques qui leur sont nécessaires.

L'équation générale de la photosynthèse s'écrit de la façon suivante :



Cette réaction nécessite donc de l'eau, élément largement disponible en milieu marin, du gaz carbonique, qui y fait rarement défaut, et de la lumière comme source d'énergie.

La lumière intervient, dans ces mécanismes de photosynthèse, en fournissant des photons dont l'énergie est transformée en ATP (acide adenosine triphosphoré) et en pouvoir réducteur par les pigments photorécepteurs, parmi lesquels se trouve la chlorophylle. Cette énergie est ensuite utilisée dans les réactions qui permettent la synthèse de la matière organique végétale. L'éclairement est donc l'un des facteurs principaux agissant sur le développement des végétaux. Selon leur morphologie et la structure de leur matériel pigmentaire, les différentes espèces algales présentent des réponses photosynthétiques différentes à un même niveau d'éclairement. (AUBY, MANAUD, MAURER, & TRUT, 1994)

Chapitre II : la culture des algues

II.1 Généralité sur la culture des algues

Les algues vivent dans une eau à la fois salée et alcaline. L'eau utilisée pour le milieu de culture doit être de préférence potable (mais ne sentant pas fortement le chlore). L'alcalinité de milieu est apportée par du bicarbonate.

Le milieu de culture contient pour assurer la croissance des algues : l'azote (N), le phosphore (P) et le potassium (K), sont les trois principaux éléments, tel que le soufre (S), le magnésium (Mg), le calcium (Ca) et le fer (Fe). (Paul JOURDAN , 2006).

II.2 Type et qualité d'eau

Les algues microscopiques peuvent coloniser les eaux marines, saumâtres ou douces si les conditions de lumière, de température et de nutrition sont favorables. Vivant en suspension dans l'eau, elles la colorent en vert, brun ou rouge. Certaines émettent des toxines ou sont elles-mêmes toxiques pour l'homme AESN (2005) (Agence de l'Eau Seine-Normandie).

II.3 Les micro-algues d'eau douce

Comme leur nom l'indique, ces micro-algues se trouvent en eau douce qu'elle soit stagnante ou courante. Ces populations sont plus denses dans les eaux stagnantes parce qu'il n'y a pas de mouvement d'eau. Elles peuvent se développer en une couche (bloom) allant jusqu'à 10 cm d'épaisseur à la surface de l'eau, elles flottent parce qu'elles contiennent des vacuoles gazeuses. Au cours de l'année, les populations de micro algues varient de manière cyclique dans le milieu en fonction de la température ; de la luminosité ; des besoins propres à chaque espèce et de leur durée de vie variant de 15 jours à 3 mois. Les micro-algues se développent dès que le milieu est riche en substances minérales (nitrates, phosphates).

II.4 Paramètre de développement des algues

Plusieurs facteurs influencent la croissance des algues (André, 1980) .

II.4.1 Les facteurs abiotiques

Ce sont les facteurs tels que la lumière (qualité, quantité), la température, la concentration en nutriment et en O₂ et en CO₂, le pH et la salinité.

II.4.2 Les facteurs biotiques

Ce sont les agents pathogènes (bactéries, champignons ou virus) et la concurrence d'autres algues.

II.4.3 Les facteurs opérationnels

Ce sont les facteurs tels que le cisaillement produit par le mélange du milieu de culture, le taux de dilution, la profondeur, la fréquence de récolte et l'ajout de bicarbonate.

Beaucoup de micro algues peuvent facilement supporter des températures allant jusqu'à 15°C en dessous de leur température optimale, mais la hausse de la température de seulement 2°C à 4°C de leur température au-dessus de leur température optimale peut entraîner la perte totale de la culture.

II.5 L'influence des conditions de milieu

II.5.1 La température

La cinétique de croissance algale est influencée par la température (Richmond , Lichtenberg , Stahl , & Vonshak , 1990) la vitesse de croissance augmentant en général avec la température. Ce paramètre permet de réguler les réponses cellulaires, physiologiques et morphologiques des micro-algues (Kumar , et al., 2010). La température peut provoquer des changements de la structure cellulaire, et notamment de son volume (Richmond , Principles for attaining maximal microalgal productivity in photobioreactors: an overview, 2004). Ainsi, une température supérieure à la valeur optimale induit une augmentation du volume cellulaire (Harris, 1988).

Les micro-algues tolèrent en général une gamme de température comprise entre 15 et 26°C avec une concentration cellulaire optimale à 23°C (Kumar , et al., 2010). Des températures extrêmes, supérieures à 35°C, peuvent causer la mort de certaines espèces d'algues. De plus, l'augmentation de la température affecte le métabolisme de fixation de CO₂ par les micro-algues (Kumar , et al., 2010).

II.5.2 L'énergie lumineuse

Les micro-algues, comme tout organisme photosynthétique, trouvent leur source d'énergie dans la lumière. Celle-ci a une influence notable sur la composition de la biomasse produite et sur la vitesse de croissance (Becerra, 2009).

La lumière est la source d'énergie primaire des organismes réalisant la photosynthèse. Celle-ci est indispensable. Pour les micro-algues, les durées et les périodes d'ensoleillement seront déterminantes. Selon les régions du monde plus ou moins de lumière est disponible, les régions les plus ensoleillées seront les plus favorisées pour la culture des micro-algues (Salomez , 2009).

II.5.3 Les éléments nutritifs

Nous pouvons récapituler les principaux nutriments nécessaires pour la croissance micro-algale comme suit :

II.5.3.1 Source de carbone :

Le carbone est le constituant majeur des micro-algues (Van den Hendeetal., 2012). Si, vis-à-vis de cet élément, la plupart des micro-algues mobilisent un métabolisme exclusivement photo-autotrophe (utilisation de lumière comme source d'énergie et du carbone inorganique), d'autres présentent un métabolisme hétérotrophe (utilisation du carbone organique en absence de lumière) voire mixotrophe (métabolismes photo-autotrophe et hétérotrophe conjugués), simultanément ou séquentiellement.

Pour obtenir la croissance cellulaire ainsi qu'une vitesse de production élevée, l'ajout de dioxyde de carbone (CO_2) et/ou de bicarbonate (HCO_3^-) est nécessaire, contrairement aux plantes terrestres, l'apport de CO_2 atmosphérique ne suffit pas pour obtenir une croissance rapide. La vitesse spécifique maximale de croissance est améliorée par l'injection d'un mélange air- CO_2 dans le photo-bioréacteur (Vonshak , 1988).

II.5.3.2 Source d'azote

La source d'azote pour la culture est le nitrate de sodium ou de potassium (NaNO_3 ou KNO_3). Le nitrate d'ammonium (NH_4NO_3) peut également être utilisé. La teneur initiale en azote dans le milieu (concentrations initiales inférieures ou égales à 50 mg/l) influence la vitesse spécifique de croissance des cellules, les volumes cellulaires et la biomasse atteinte en fin de culture (Estrada , 2007).

II.5.3.3 Source de phosphore

Le phosphore représente environ 1% du poids sec de la cellule. Il intervient pour l'essentiel dans le transfert d'énergie (ATP), la synthèse des acides nucléiques et la formation de la membrane cellulaire. La forme ortho-phosphate (PO_4^{-3}) est préférentiellement assimilée. Dans le milieu de culture, le phosphore est souvent considéré comme limitant. Sous forme ionique, il va en effet former des complexes avec la plupart des cations métalliques en présence. Dans certaines conditions (de pH notamment), il n'est alors plus assimilable par les cellules. Comme pour l'azote, la régulation des apports en phosphore est également un moyen de contrôler le stockage du carbone organique intracellulaire.

Enfin, la gestion du rapport N/P dans les écosystèmes phyto-planctoniques complexes constitue en outre un moyen de maîtriser l'équilibre entre les populations Eucaryotes et Procaryotes (Bulgakov & Levich).

II.5.3.4 Salinité du milieu de culture

L'augmentation de la salinité peut avoir comme conséquence le léger accroissement de la teneur totale en lipides chez certaines espèces de micro-algues. La caroténogénèse peut également être influencée chez certaines souches (Cifuentes, Gonzales, Inostroza, & Aguilera, 2001). D'autres auteurs considèrent qu'une salinité de 25% semble être optimale mais il est tout à fait probable que la croissance soit encore acceptable entre 10 et 30% (Lee & Bazin, 1991).

II.5.3.5 Autres macro et micronutriments

Plusieurs éléments organiques et inorganiques sont utilisés pour la nutrition des micro-algues. Outre le carbone (C), l'azote (N) et le phosphore (P) qui sont les éléments les plus importants, le soufre (S), le sodium (Na), le chlore (Cl), le potassium (K), le fer(Fe), le magnésium (Mg), le calcium (Ca) et les éléments trace B, Cu, Mn, Zn, Mo, Co, Va et Se sont également incorporés dans le milieu nutritif micro-algal (Marschner, 1995).

II.6 Les paramètres de caractérisation de croissance

II.6.1 Les MES (matières en suspension)

Elles présentent les matières qui sont ni à l'état soluble ni à l'état colloïdale, donc retenues par filtration ou centrifugation.

Les MES qui comportent des matières organiques ou minérales constituent un paramètre important qui marque bien le degré de pollution d'un effluent urbain (Marc & Bechir, 1999).

Les teneurs en matière en suspension sont obtenue après séchage a des différent température d'un volume connu d'échantillon.

II.6.2 pH

Les micro-algues admettent des variations lentes et progressives de pH, mais elles peuvent être détruites suite à des variations brutales. Le pH influence aussi indirectement la croissance cellulaire en intervenant dans la solubilité de certains éléments nutritifs : les carbonates et les phosphates de Ca, Mg ou Fe ont tendance à précipiter quand le pH du milieu augmente (Becerra, 2009).

Chaque espèce de micro-algues possède un pH optimal. La spiruline par exemple vit en milieu alcalin avec un pH de 8,3 à 11. Cette algue supporte des changements de pH progressifs mais non abrupts. Naturellement, les micro-algues ont tendance à alcaliniser le milieu. Certaines micro-algues préfèrent l'ammoniac comme source d'azote, mais alors le milieu va avoir tendance au contraire à s'acidifier et le contrôle du pH devient plus difficile. De plus l'ammoniac peut devenir pour certaines concentrations toxiques (Salomez , 2009).

II.7 L'élimination

II.7.1 Hypochlorite de sodium (NaClO) :

C'est l'eau de javel, principalement utilisé comme un désinfectant pour l'eau des surfaces ayant des problèmes. Il pénètre la paroi des cellules algales et micro-organisme, et réagit avec les acides aminés vitaux dans le cytoplasme de la cellule pour détruire les organismes (Derreumaux, Jadin, Willaert, & Moret, 1974) .

CHLORE + EAU

↓

EAU DE CHLORE

↓

HYPOCHLORITES ↔ ACIDE HYPOCHLOREUX → OXYDATION DES MATIETRES

ORGANIQUES

→ INIBITION DES PARASITES ,

BACTERIE ET VIRUS

Chapitre III : Les eaux naturelles

III.1 Définition réglementaire d'une eau naturelle

Une eau microbiologiquement saine provenant d'une nappe ou d'un gisement souterrain, exploitée à partir d'une ou plusieurs émergences naturelles ou forées, à proximité des quelles elle est conditionnée.

Elle se distingue nettement des autres eaux destinées à la consommation humaine par sa nature caractérisée par sa pureté, et par sa teneur spécifique en sels minéraux, oligo-éléments ou autres constituants. (l'exploitation et la protection des eaux minérales naturelles et des eaux de source., 2004).

III.2 Caractérisation d'une eau naturelle

III.2.1 La dureté

La dureté d'une eau, ou titre hydrotimétrique, dépend de la quantité de sels de calcium et de magnésium qu'elle contient. Elle se calcule en degrés français. Plus l'eau contiendra de calcium et de magnésium, plus la dureté sera élevée.

Il est important de connaître la dureté de l'eau pour sa santé, l'**eau calcaire** n'ayant pas d'incidence pour l'homme (<https://uae.fr/le-traitement-de-leau-de-a-a-z/tout-sur-le-calcaire/mesurer-durete-de-eau/>, 2011)

III.2.2 Calcium (Ca²⁺)

Une eau est dite "calcique" si elle contient plus de 150 mg/l de calcium. Les eaux minérales calciques constituent aujourd'hui la seconde source importante de calcium. L'absorption du calcium des eaux minérales est équivalente à celle du calcium des produits laitiers (blog eauminiral, 2017).

III.2.3 Magnésium (Mg²⁺)

Une eau est dite "magnésienne" si elle contient plus de 50mg/l de magnésium. La consommation d'une eau riche en magnésium permet de traiter les troubles du transit intestinal (exemple : constipation), de diminuer l'anxiété et le stress mais également de lutter contre la fatigue (blog eauminiral, 2017).

III.2.4 Résidu sec :

Un indicateur de minéralisation. Dans leur parcours naturel, au contact des sols et des roches, les eaux minérales se chargent en sels minéraux et oligo-éléments à l'abri de toute pollution. Pour savoir si une eau est peu ou fortement minéralisée, il suffit de regarder son "résidu sec". Cet indicateur permet de déterminer le taux de minéraux recueillis après évaporation d'1L d'eau soumis à 180°C. En d'autres termes, on apprécie la quantité de minéraux solides qui s'est formée après avoir fait chauffer 1L d'eau à 180°C. Plus une eau est minérale, plus son résidu sec est élevé (blog eauminiral, 2017)

III.2.5 Sulfates (SO₄)

Les sulfates sont naturellement présents dans divers minéraux. Le sulfate de calcium est la forme la plus souvent retrouvée dans les ressources en eau.

Une eau est dite "sulfatée" quand sa teneur en sulfates est supérieure à 200mg/l. Grâce à cette concentration, elle est diurétique et aide à lutter contre les troubles du transit intestinal. Elle est donc particulièrement recommandée pour les populations suivantes : femmes enceintes, personnes présentant des troubles du transit ou souffrant de constipation chronique (blog eauminiral, 2017).

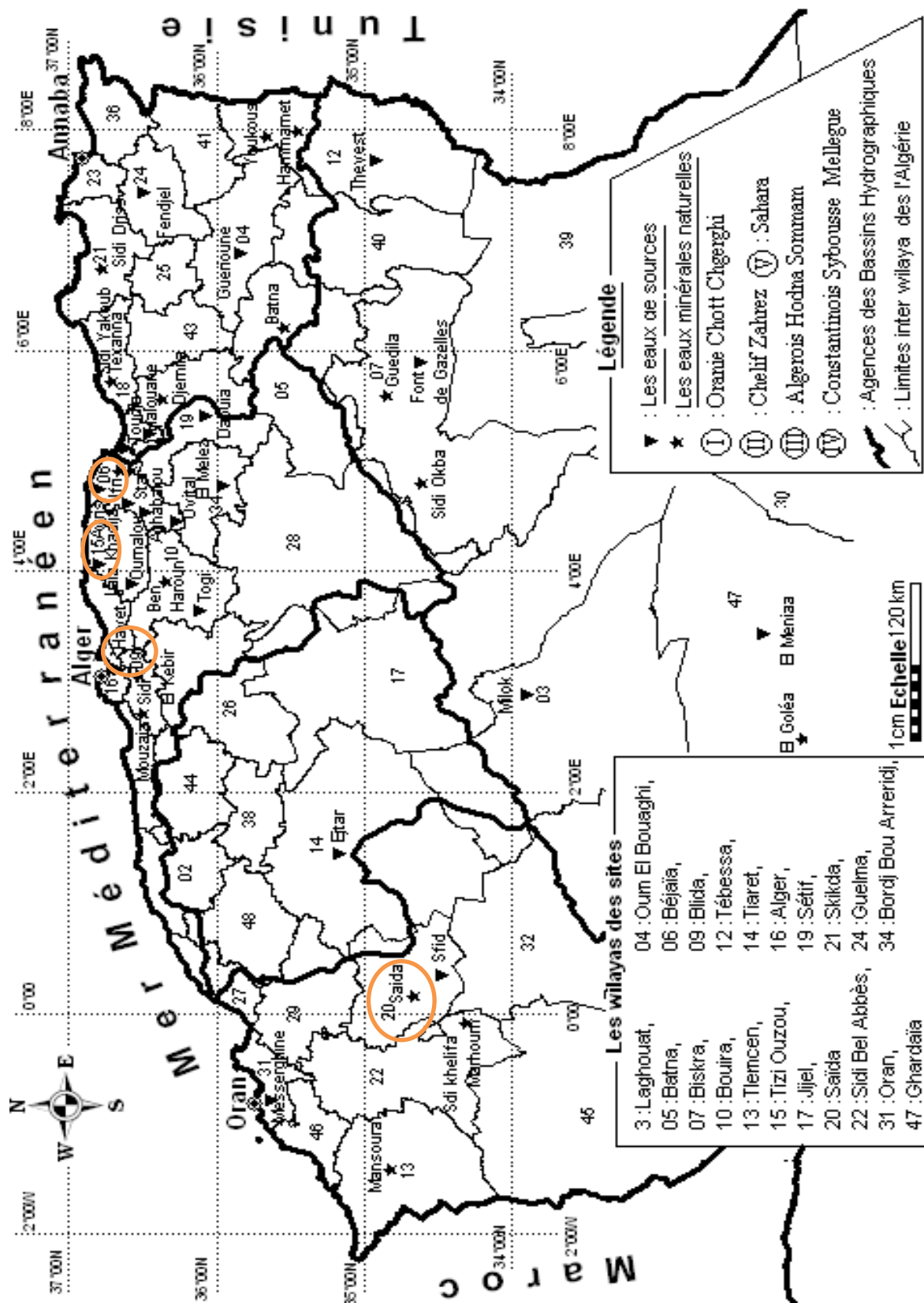
III.2.6 À propos du sodium (Na⁺)

Le sodium est un élément essentiel qui aide à maintenir une bonne hydratation en retenant l'eau dans les tissus vivants. Il est donc indispensable d'en consommer en quantité suffisante, mais sans excès (blog eauminiral, 2017).

III.3 Aperçu des eaux naturelles en Algérie

L'Algérie dispose d'importants potentiels d'eaux de source et qui se concentrent au nord de l'Algérie, en particulier dans le bassin algérois Hodna Sommam.

La grande variété des conditions climatiques, régimes hydrologiques et environnements géologiques de l'Algérie fait que les eaux de source présentent de grande variété, présenté dans photos suivant (l'exploitation et la protection des eaux minérales naturelles et des eaux de source., 2004).



Photos 1 : situation géographique de l'eau de source en Algérie

Partir II : Etude expérimental

I. Matériels et méthodes

I.1 Matériels

I.1.1 Les produits :

Nous avons utilisé HCl et l'eau de javel (NaClO)

Les sources d'algues présentées dans le tableau suivant :

Tableau N°2 présent les souches d'algues et leur origine

Source H	L'eau de robinet stagne dans une bouteille pendant quelque mois a l'exposition de la lumière
Source Ghaza	Bassin du jardin « Ghaza » de la faculté de science « INIM » de UMBB.

Les sources d'eaux minérales :

Saida, pure life de Nestlé, Lalla Khdidja, Ouwis, et Sidi Rached présentés dans le tableau suivant :

Tableau N°3 présent les eaux naturelles et leurs origines

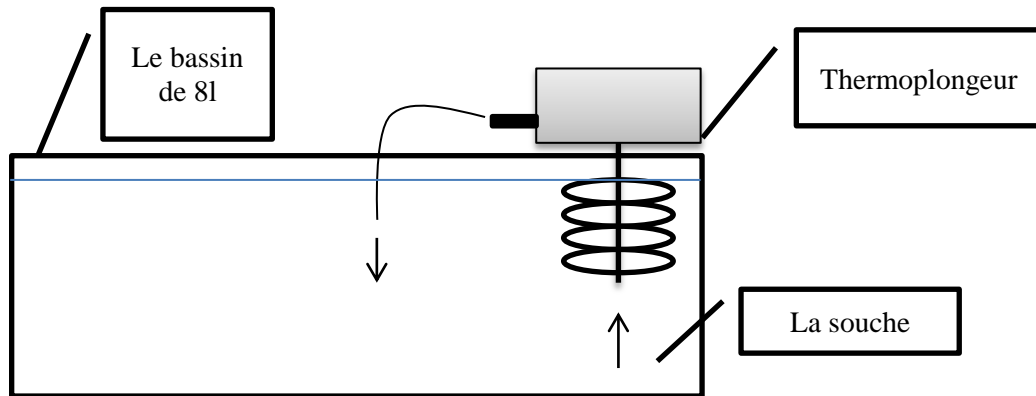
Non de l'eau	Pure Life	Lalla Khdidja	Ouwis	Sidi Rached	Saida
Origine	Blida	Tizi Ouzou	Bejaia	Tizi Ouzou	Saida

I.1.2 Equipement et matériel de de laboratoire

Nous avons utilisé un pH mètre de type HANNA HI1230, une centrifugeuse de type EZ Swing 3K, un microscope optique de type PHYWE B30, un thermoplongeur de type Techne Tempette junior TE-8J, une balance de type IIAXIS, agitateur de type Stuart, une étuve de type Wise Ven et un compresseur d'air de type OMRON.

Nous avons utilisé aussi un verre de montre, des creusés, des tubes à essai, bécher et erlenmeyer.

I.2.1.1 Schéma explicatif de thermoplongeur



I.2 Méthodes

I.2.1 Méthode de choix de l'eau minérale

L'eau a été choisie d'après sa composition en sels minéraux, dont nous avons pris plusieurs marques de différentes sources avec des concentrations massiques différentes des composants.

I.2.2 Méthode de calcul de Titre Hydrotimétrique total TH (°F)

C'est l'indicateur de la minéralisation de l'eau. Elle est due uniquement aux ions calcium et magnésium. Elle est calculée en degré Français.

$$\text{TH (}^\circ\text{F)} = (\text{meq/l de Ca}^{+2} + \text{meq/l de Mg}^{+2}) \times 5.$$

TH <15 °F => 1 eau très douce.

15 < TH < 20 °F => 1 eau douce.

TH > 30 °F => 1 eau dure.

I.2.3 Méthode de calcul de chlore actif dans l'eau de javel

La concentration des Eaux et la concentrés de Javel (solutions d'hypochlorite de sodium) s'exprime d'une manière différente suivant les pays :

- Dans les pays francophones, on a longtemps utilisé le degré chlorométrique Gay Lussac, invariable quelle que soit la densité du produit (en abrégé : ° CHL) ;
- Dans les pays anglo-saxons, on utilise le pourcentage de chlore actif, qui change en fonction de la densité du produit (en abrégé : % c.a).

La transformation de degré de CHL on pourcentage

36°CHL → 9,6 %

32°CHL → X

X= 8,53%

Grammes de chlore actif

Grammes de chlore actif Présent dans 0,25 litre de solution. Elle s'obtient en multipliant le pourcentage de chlore actif par la densité et par 10 [pour passer des % (poids/poids) aux grammes par litre].

0,25 litre de Concentré de Javel à 8,53% de chlore actif contient :

$8,53 \times 1,152 \times 10 = 98,2656$ grammes de chlore actif

I.2.4 Méthode d'ensemencement

Nous avons préparé quatre ensemencements pour chaque source.

Ensemencement de 1% : 10 ml de souche dans 1L d'eau minéral.

Ensemencement de 5% : 50 ml de souche dans 1L d'eau minéral.

Ensemencement de 10% : 100 ml de souche dans un litre d'eau minéral.

Ensemencement de 20% : 200 ml de souche dans un litre d'eau minéral.

Nous avons utilisé de déférentes eaux minérales commerciales.

I.2.5 Méthode de suivi de pH

Nous avons mesuré le pH de chaque souche chaque jour avec un pH mètre afin de tracer une courbe cinétique.

I.2.6 Méthode de MES

Nous prenons un volume de 10ml de chaque souche dans un tube à essai et nous centrifugeons dans une centrifugeuse pendant 10 minutes à vitesse de 3000 tour par minute.

Après centrifugation, nous enlevons le surnagent et nous prenons le culot dans une creusé déjà pesé vide.

Nous plaçons les creusés dans l'étuve pour sécher.

Une fois les creusés sont bien séché, nous les faisons sortir de l'étuve et nous mesurons la masse avec une balance.

Pour avoir les MES, nous faisons une opération de soustraction (la masse de la creusé après séchage a l'étuve moins la masse de la creusé vide).

I.2.7 Méthode d'observation

I.2.7.1 Observation macroscopique

C'est une observation a l'œil nu, dont nous remarquons un changement de couleur des eaux contenant des différents volumes de souche, la couleur verte devient plus foncée avec le temps.

I.2.7.2 Observation microscopique

C'est une étape très importante qui vienne nous confirmer qu'il s'agit des algues.

Nous prenons une goutte de l'eau contenant la souche, nous la mettons entre la lame et la lamelle.

Nous plaçons la lame sous le microscope optique à faible grossissement (X5) pour obtenir rapidement une vue, et on passe à des grossissements plus importants X5, X10 et X40.

Après avoir faire l'observation microscopique qui nous confirme la présence des algues dans nos échantillons, nous faisons une tentative d'identification des espèces trouvé.

I.2.8 Méthode d'élimination

I.2.5.1 Essai d'élimination par injection d'air

Nous avons pris 200ml de solution contenant 20% de souche H et injecté l'air quatre heures par jour pendant trois jours.

Nous avons mesuré les MES.

I.2.2.2 Essai d'élimination par ajout d'NaClO (eau de javel de concentration 12°CLH) et injection d'air

I.2.7.2.1/ Ajout de 0.3686gramme de chlore actif

Dans 200ml d'une solution contenant 20% de souche H, nous avons ajouté 0.3686 gramme de ClO⁻ (chlore actif) qui été présent dans 1ml de solution NaClO et injecté l'air.

Nous avons laissé agir et mesuré les MES chaque une heure.

I.2.5.2.2 Ajout de 1.4745 gramme de chlore actif

Dans 200ml d'une solution contenant 20% de souche H, nous avons ajouté 4ml de solution d'NaClO qui contient 1,4745g de chlore actif (ClO⁻) et injecté l'air.

Nous avons laissé agir pendant quatre heures en mesurant les MES chaque une heure.

I.2.5.3 Essai d'élimination par l'ajout 4 ml d'NaClO de concentration 12°HCL et injection d'air

Pour commencer, nous avons diminué le pH d'1L de solution contenant 20% de souche H en ajoutant l'HCl au milieu jusqu'à l'atteinte d'un pH neutre et nous ajoutons 4ml d'NaClO qui contient 1,4745g de chlore actif (ClO^-)

Nous injectons l'oxygène pendant quatre heures en mesurant les MES chaque heure.

I.3 Essais de croissance et d'élimination dans un bassin de 8L à température constante (30°C)

I.3.1 Essais de croissance dans un bassin de 8L à température constante (30°C)

Dans un bassin contenant 6.5L d'eau pure life de Nestlé, nous avonsensemencé 1.5L de souche H et placé le thermoplongeur, dont la température est constante et de 30°C et a l'air libre.

Nous avons mesuré le PH et les MES chaque une heure pendant quatre jours et tracé la courbe cinétique de suivi d'évolution des pH et MES.

I.3.2 Essai d'élimination des algues de bassin par diminution de pH et ajout d'NaClO (eau de javel) a concentration 32°CHL:

Pour commencer, nous avons diminué le pH de la solution de la souche H dans le bassin en ajoutant l'HCl au milieu jusqu'à l'atteinte d'un pH neutre et ajouté 160ml d'NaClO 32°CHL qui contient 62,889g de chlore actif.

Nous avons placé le thermoplongeur à température 30°C et à l'aire libre.

Nous avons mesuré les MES chaque une heure pendant deux jours et tracé les courbes cinétique d'élimination.

II. Résultat et discussion

II.1 Le choix des eaux naturelles

Les compositions chimiques des cinq eaux de source embouteillées (Pure Live, Sidi Rached, Saida, Lalla khdidja et Ouwis), objet de cette étude, sont rassemblées dans le tableau N°4 suivant :

Tableau N°4 : Composition des eaux naturelles

	Pure Life	Saida	Lalla Khdidja	Ouwis	Sidi Rached
Ca²⁺ (mg/L)	55	68	53	06	34.38
Mg²⁺ (mg/L)	17	50	07	25	6.69
TH (°F)	20.83	37.83	16.17	11.92	11.38
Na⁺ (mg/L)	12	58	5.5	60	9.21
K⁺ (mg/L)	0.5	02	0.54	02	2.45
Cl⁻(mg/L)	≥15	81	11	48.59	50
SO₄²⁻(mg/L)	33	65	07	177	39
HCO₃⁻(mg/L)	210	376	160	261	235
NO₃⁻(mg/L)	4.6	15	0.42	8.30	21.08
NO₂ (mg/L)	00	00	00	≤0.01	00
pH	7.8	7.5	7.22	7.42	7.39
Résidus Sec (mg/L)	372	478	187	724	610
Silices (mg/L)	12	00	00	00	00

L'analyse des résultats du tableau ci-dessus nous montre que l'eau minérale d'Ouwis est la plus minéralisée avec 724 mg/l des résidus sec et la moins dure avec 6 mg/l de calcium et

25mg/l de magnésium soit 11,92°F de dureté totale et sa contenance de moins de 0.01 mg/L de nitrite. Quant à l'eau minérale de Saida, elle est la plus dure avec 68 mg/l de calcium et 50 mg/l de magnésium, soit une dureté totale de 37,83 °F et contient plus de bicarbonate 376 mg/l. L'eau minérale de Lalla Khdidja est l'eau la moins minérale avec 187 mg/l de résidu sec et une dureté de 16,17 °F.

Parmi toutes ces eaux, Pure life présente la particularité d'avoir la silice dans sa composition et une dureté totale de 20,83 °F.

Pour la suite de notre travail, nous avons choisis les eaux naturelles suivantes (Pure Life, Saida et Lalla Khdiya) à cause de leur minéralisation et la présence d'une dureté assez importante.

II.2 Etude de la croissance des algues dans les différents eaux naturelles



II.2.1 Tentative d'identification des sources d'algue

II.1.1.1 Source H

Les photos suivantes ont été observées sous microscope optique à grossissement X40.

Les résultats des algues observées sont situés dans les photos suivantes :

Tableau N°5 : Tentative d'identification de source d'algues de source H

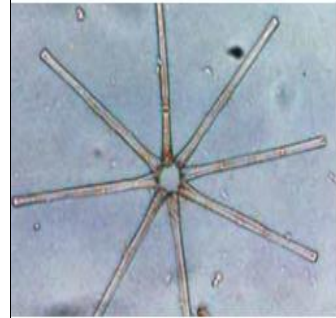
Classification	Observation microscopique	Reference
Embranchement : Schizophyta Classe : Cyanophyceae Famille : Oscillatoriaceae		 (Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014)

Espèce : Asterionlla

Localisée Dans Les Lac

A Une Forme Clomate

Parfois Des Filtre



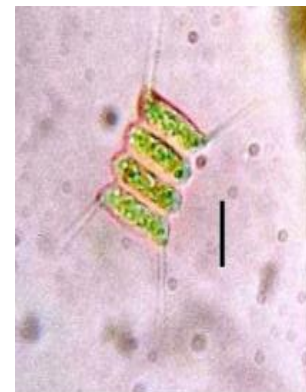
(Laplace-tryture, Christine
-Peltre, Lambert,
Rodriguez, Paul Vergon,
& Chauvin, 2014)

Classe: Chlorophyceae

Famille: Scenedesmaceae

Order: Sphaeropleales

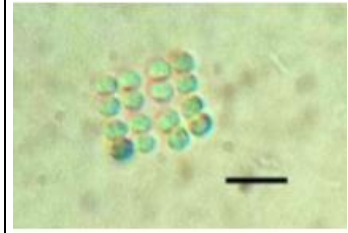
Genre: Desmodesmus



(Sherwood, 2002)

Embranchement :
Schizophyta

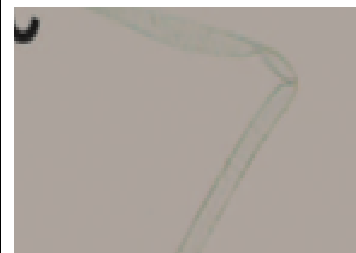
Classe : Cyanophyceae
Famille Chroococcaceae



(Laboratory 19)

Classe: Cyanobacteria

Famille : Oscillatoriaceae

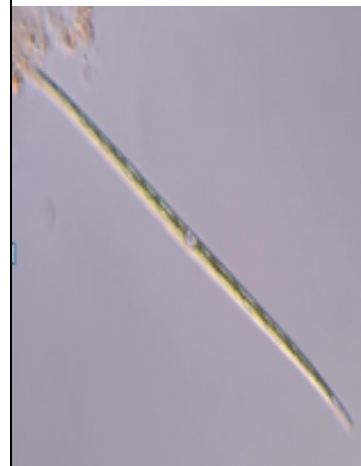
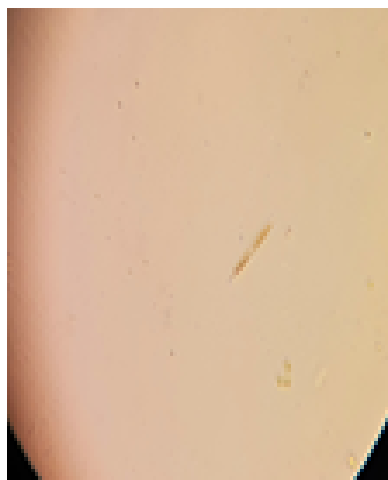


(Sherwood, 2002)

Classe : Charophyceae

Famille : Chlorophytes

Espece : Closterium Gracile



(Laboratory 19)

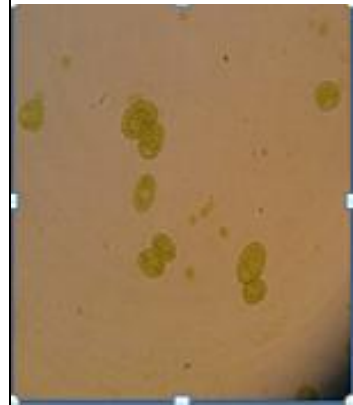
Classe : Chlorophyceae

Famille :

Scenedesmaceae

Order :Sphaeropleales

Genre : Desmodesmus



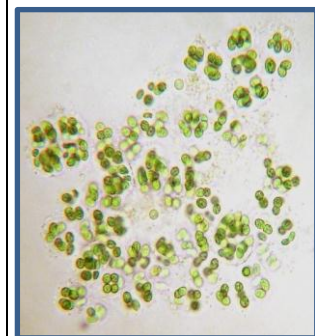
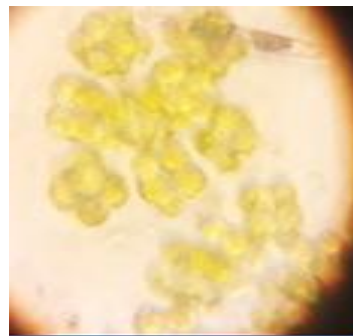
(Sherwood, 2002) (Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014)

Embranchement :Heterokonta
phyta

Famille : Hydruraceae

Genre :Hydrurus

Ordre : Hydrurale



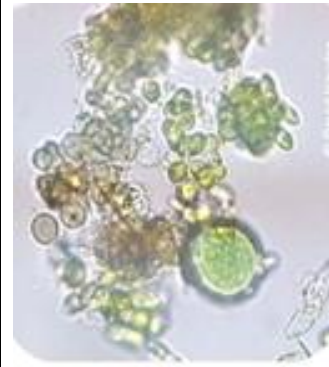
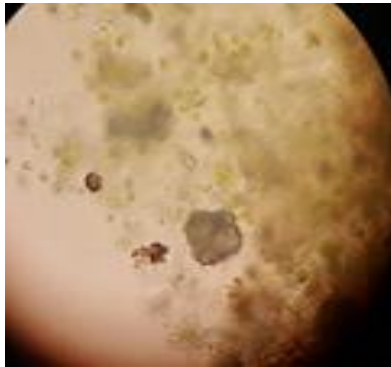
(Laboratory 19)

Embranchement : Clorophyta

Famille : Hydrodictyaceae

Ordre : Sphearopleales

Genre : Hydrodictyon



(Laplace-tryture, Christine -
Peltre, Lambert, Rodriguez,
Paul Vergon, & Chauvin,
2014)

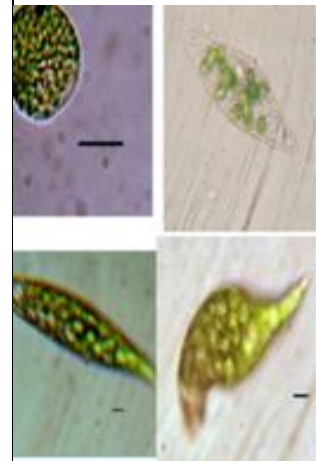
Embranchement :

Euglenophyta

Classe : Euglenophyceae

Famille : Euglenaceae

Euglena Sp

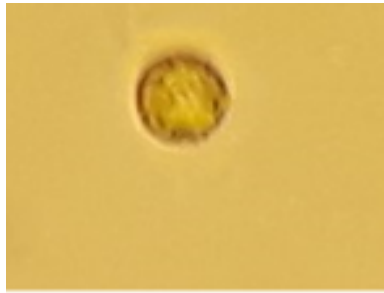


(Laplace-tryture, Christine
-Peltre, Lambert,
Rodriguez, Paul Vergon, &
Chauvin, 2014)

Classe : Oocystisaceae

Famille : Oocystisaceae

Oocystis Sp

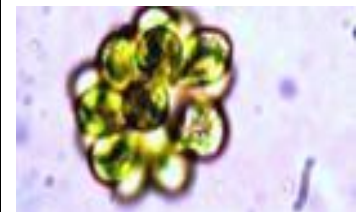


(Laplace-tryture,
Christine -Peltre,
Lambert, Rodriguez, Paul
Vergon, & Chauvin,

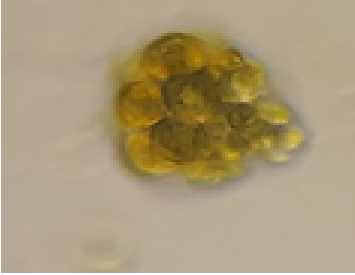

Classe: Scenedesmaceae

Famille : Scenedesmaceae

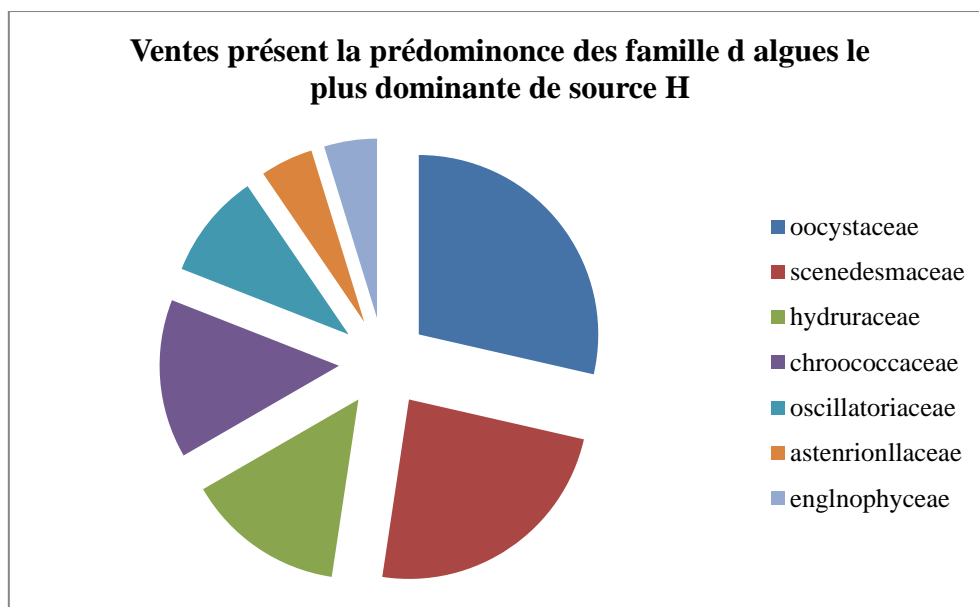
Coelastrum Asteroiderum



(Laboratory 19)

<p>Classe : Oocystaceae</p> <p>Famille : Oocystaceae</p> <p>Coelastrum Pulchrum</p>		 <p>(Laboratory 19)</p>
---	---	--

D'après l'observation microscopique et la comparaison avec celle de (Laboratory 19) (Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014; André, 1980) on a confirmé que la source H contient des algues, et que ces dernières font apparaître plusieurs embranchements des algues.



II.1.2 Source Ghaza

Les photos suivant ont été observée sous microscope optique à grossissement X40.

Les résultats des algues observées sont situés dans les photos suivantes :

Tableau N°6 : Tentative d'identification de source d'algues de source Ghaza

Classification	Observation microscopique	Reference
<p>Embranchement : Schizophyta</p> <p>Classe : Cyanophyceae</p> <p>Famille :</p> <p>Oscillatoriaceae</p>		 <div data-bbox="1066 1003 1394 1167" style="border: 1px solid black; padding: 5px; margin-top: 10px;"> <p>(Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014)</p> </div>
<p>Classe: Chlorophyceae</p> <p>Famille: Scenedesmaceae</p> <p>Order: Sphaeropleales</p> <p>Genre: Desmodesmus</p>		 <div data-bbox="1066 1693 1394 1783" style="border: 1px solid black; padding: 5px; margin-top: 10px;"> <p>(Sherwood, 2002)</p> </div>

Classe : Cyanobacteria

Famille : Phormidiaceae



(Sherwood, 2002)

Embrenchement :

Cyanobactérie

Famille: Scytonemataceae

Ordre: Nostocales

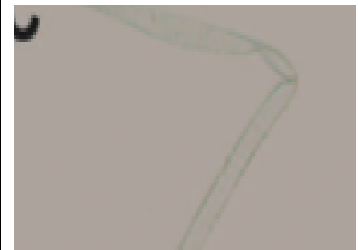
Genre: Scytonema




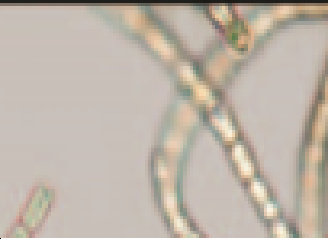
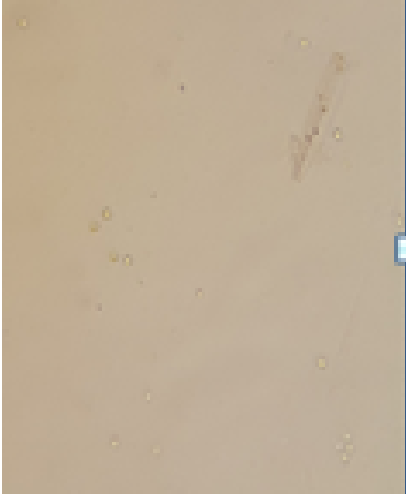

(Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014)

Classe: Cyanobacteria

Famille : Oscillatoriaceae



(Sherwood, 2002)

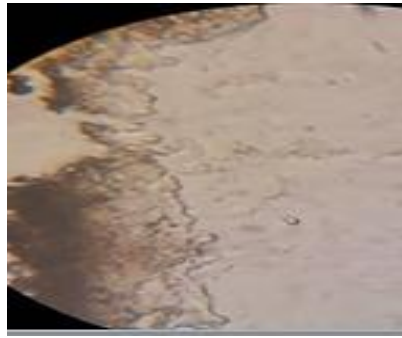
<p>Classe: Cyanobacteria</p> <p>Famille : Nostocaceae</p>		 <p>(Sherwood, 2002)</p>
<p>Espece Hantzschia</p> <p>Amphioxys</p>		 <p>P</p> <p>(Sherwood, 2002)</p>

Embranchement :
Chlorophyta

Famille :Hydrodictyaceae

Ordre : Sphearopleales

Genre :Hydrodictyon



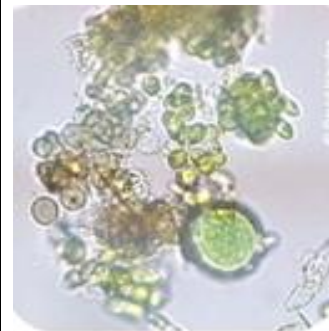
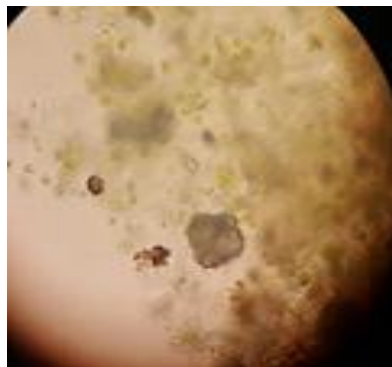
(Laplace-tryture, Christine -
Peltre, Lambert, Rodriguez,
Paul Vergon, & Chauvin,
2014)

Embranchement : Clorophyta


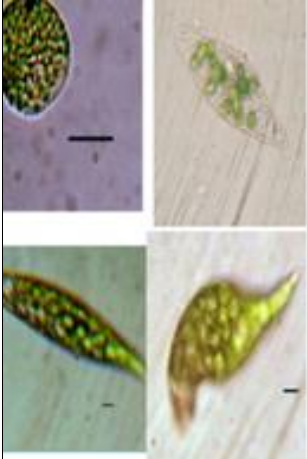


Famille : Hydrodictyaceae

Ordre : Sphearopleales

Genre : Hydrodictyon

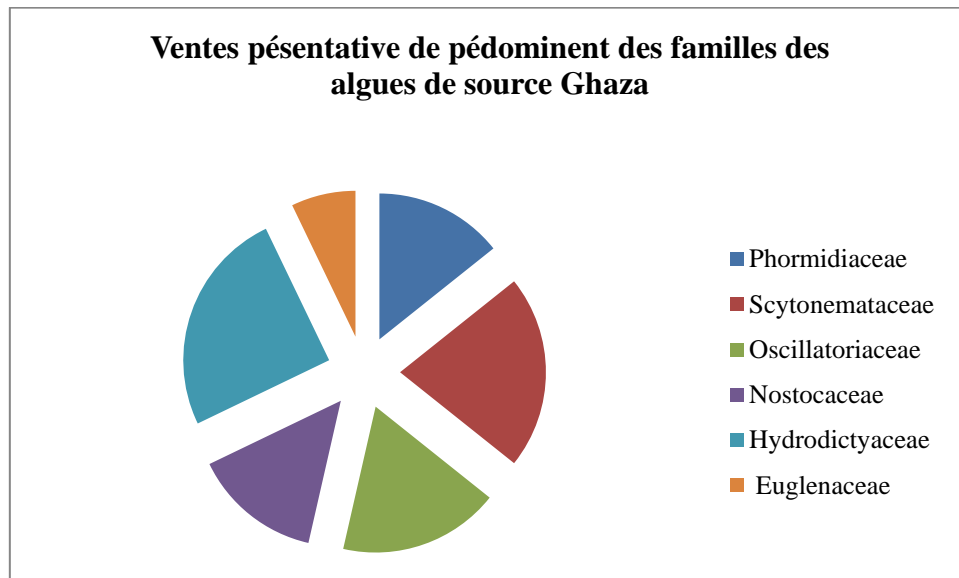


(Laplace-tryture,
Christine -Peltre,
Lambert, Rodriguez, Paul
Vergon, & Chauvin,
2014)

<p>Embranchement : Euglenophyta</p> <p>Classe : Euglenophyceae</p> <p>Famille : Euglenaceae</p> <p>Euglena Sp</p>		 <p>(Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014)</p>
<p>Classe : Oocystisaceae</p> <p>Famille : Oocystisaceae</p> <p>Oocystis Sp</p>		 <p>(Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014)</p>

D'après l'observation microscopique et la comparaison avec celle de (Laboratory 19) (Laplace-tryture, Christine -Peltre, Lambert, Rodriguez, Paul Vergon, & Chauvin, 2014;

André, 1980) on a confirmé que la source Ghaza contient des algues, et que ces dernières font apparaître plusieurs embranchements des algues.



II.2 Le suivi de la croissance des algues dans les différents types d'eau naturelle

II.2.1 Suivi d'évolution de pH en fonction de temps à différents pourcentages d'ensemencement

Les figures 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7 et 8 .montrent l'évolution du pH en fonction du temps pour les pourcentages d'ensemencement (1, 5, 10 et 20%) des algues dans différents types d'eau naturelle.

II.2.1.1 Source H

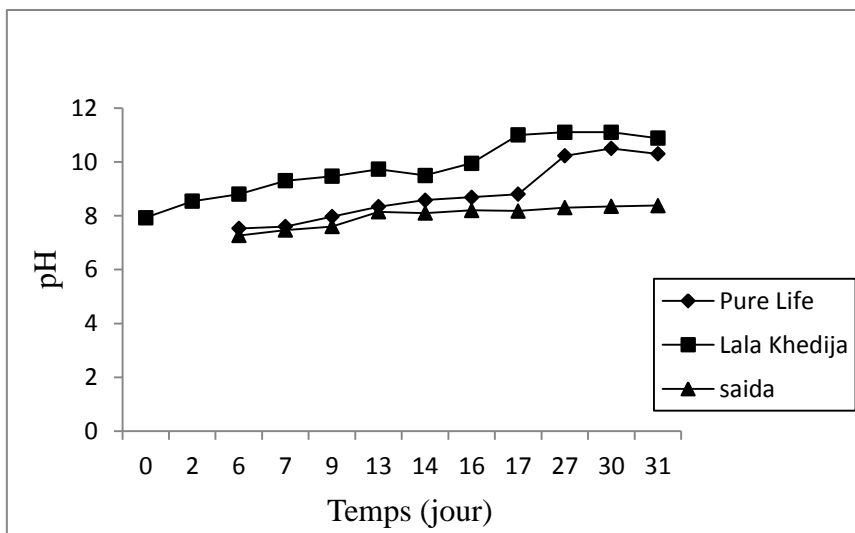


Figure 1 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 1% de la culture source « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

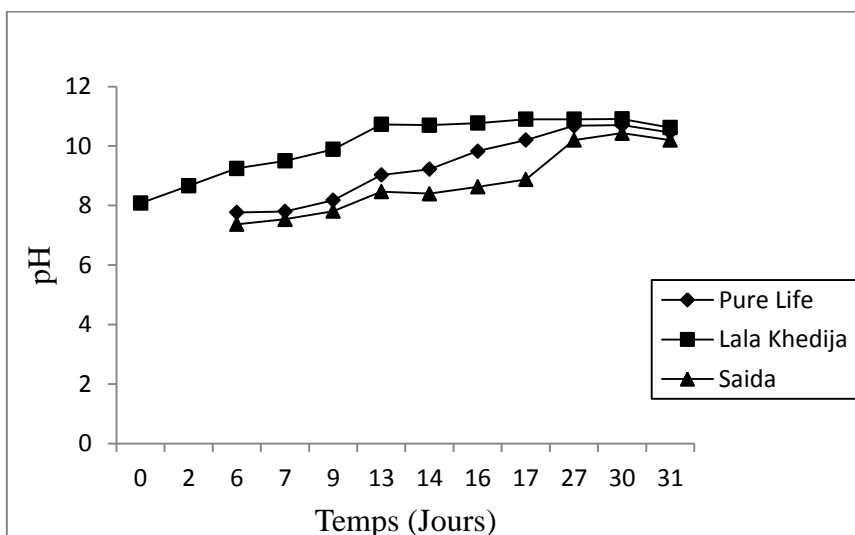


Figure 2 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 5% de la culture source « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

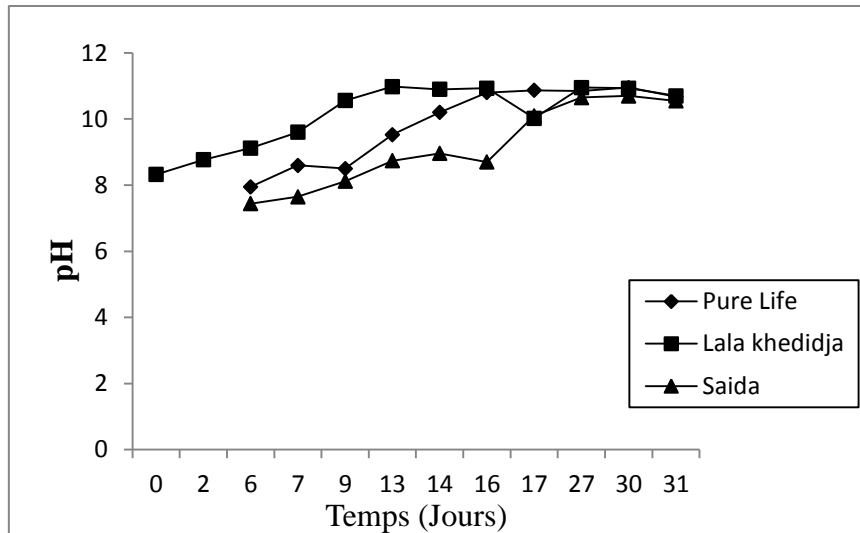


Figure 3 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 10% de la culture « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

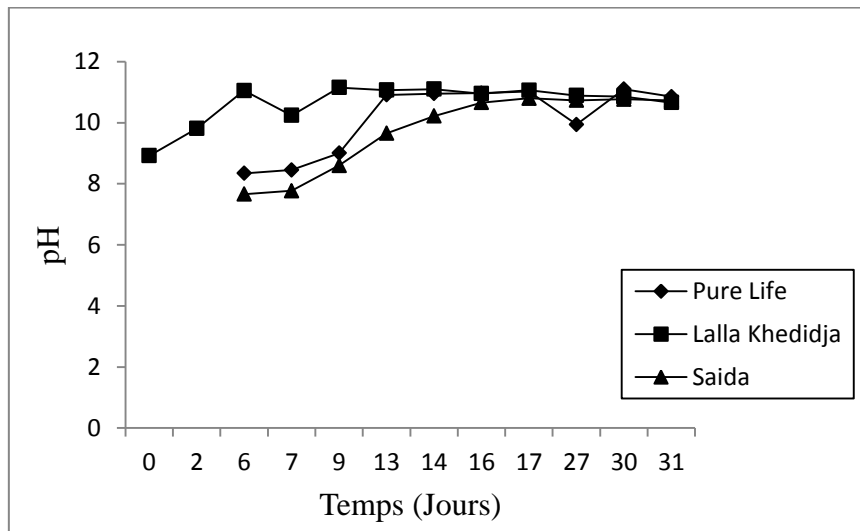


Figure 4 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 20% de la culture « H » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

Les figures 1,2, 3 et 4 présentent l'évolution de pH en fonction du temps pour les pourcentages d'ensemencement respectivement de 1, 5, 10 et 20% dans les trois eaux minérales choisies.

L'allure des graphes est la même dans les trois eaux ; une augmentation importante de pH au bout de 31 jours qui arrive à 10,2.

On observe, pour un temps donné, que le pH des eaux de plus grande dureté (TH Saida=37,83 °F) est plus petit que celui de plus petite dureté (TH Lalla Khedidja=16,17 °F). Ce type d'allure est similaire pour tous les ensemencements (1, 5, 10 et 20%).

II.2.1.2 Source Ghaza

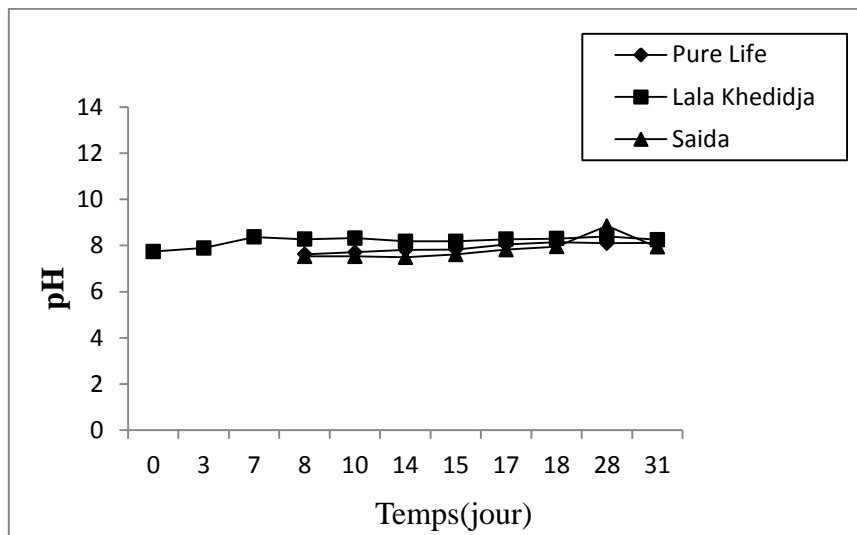


Figure 5 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 1% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

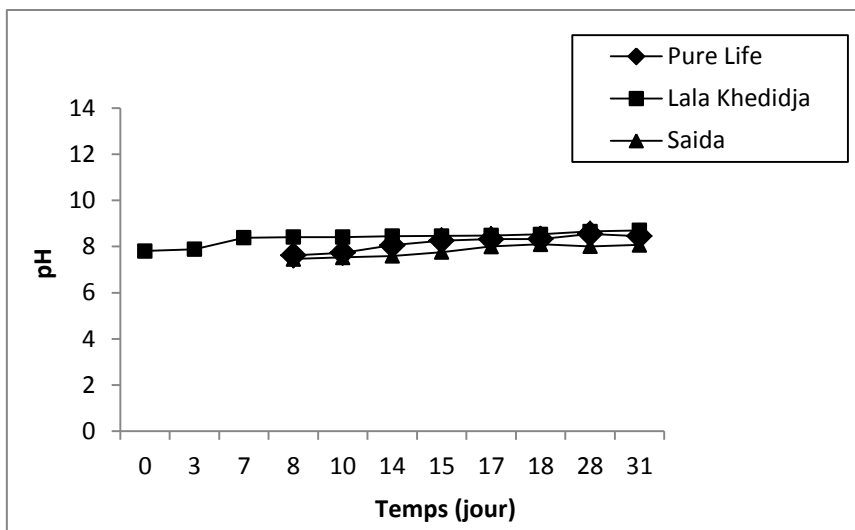


Figure 6 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 5% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

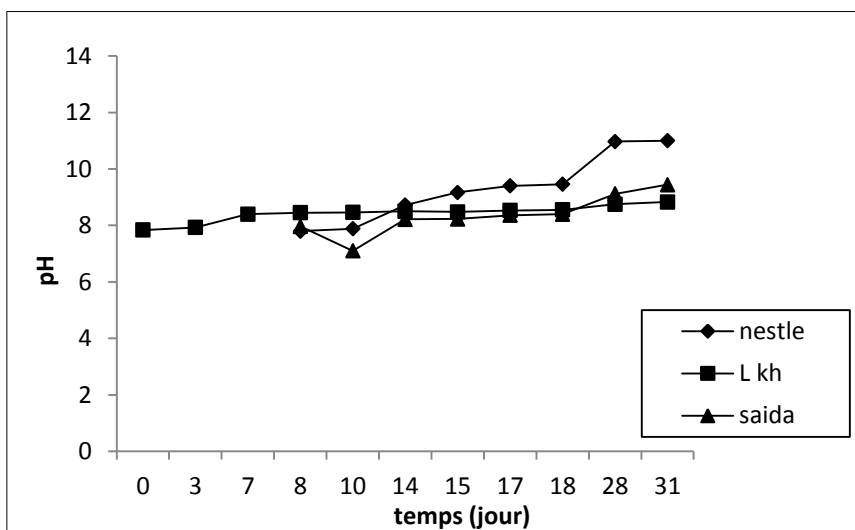


Figure 7 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 10% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

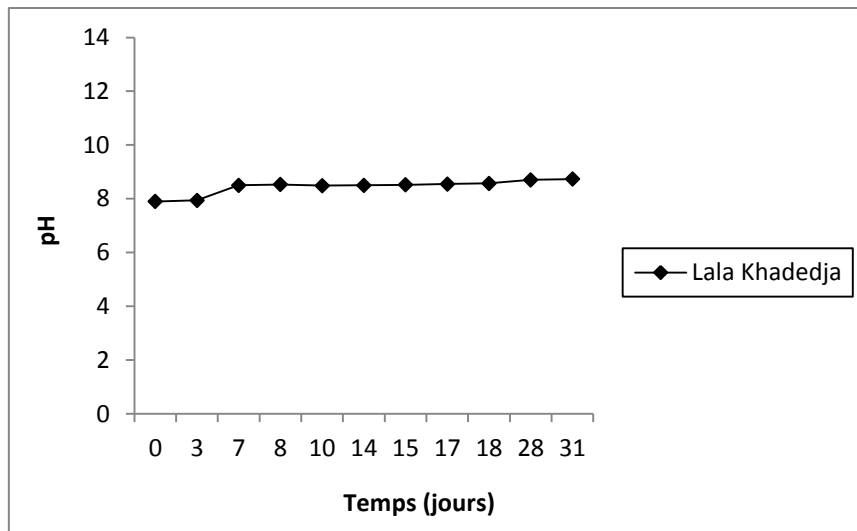


Figure 8 : Evolution du pH de la solution en fonction du temps pour un ensemencement de 20% de la culture « Ghaza » dans les trois eaux naturelles à température ambiante.

Les figures 5, 6, 7 et 8 présentent l'évolution de pH en fonction du temps pour des pourcentages d'ensemencement 1, 5, 10 et 20% de la culture issue du milieu « Ghaza » dans différentes eaux minérales. Les graphiques présentent des allures presque superposables pour les trois eaux minérales. Les valeurs de pH enregistrent une légère croissance au bout de 30 jours. Le pH évolue de 7,4 à 8,4.

Le dioxyde de carbone dissous dans la culture influence le pH. Une baisse du potentiel hydrogène représente une baisse d'activité photosynthétique. A l'inverse, une hausse de ce paramètre représente une croissance des micro-algues. Les micro-algues consomment du carbone pour réaliser leur photosynthèse. Le CO₂ sera donc moins présent dans la culture et le pH augmentera. Cette augmentation est un signe que notre culture est en croissance.

2.2 Suivi d'évolution de MES en fonction de temps à différents pourcentages d'ensemencement

Les figures 9,10et11 .montrent l'évolution du pH en fonction du temps pour les pourcentages d'ensemencement (1, 5, 10, 20%) des algues dans différents types d'eau naturelle.

II.2.2.1 Source H

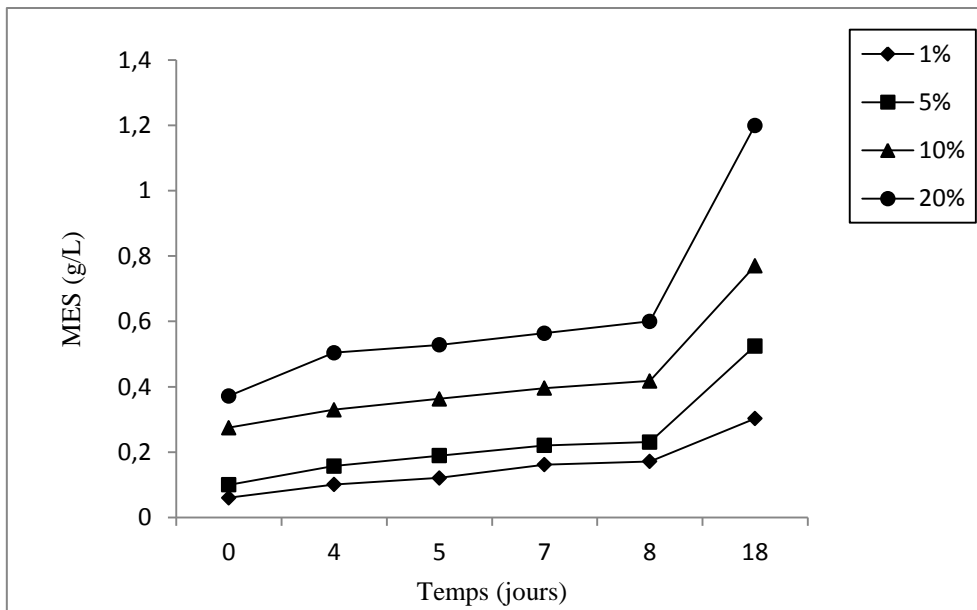


Figure 9 présentation graphique d'évolution de la matiere en suspension (MES) dans Nestlé pur life.

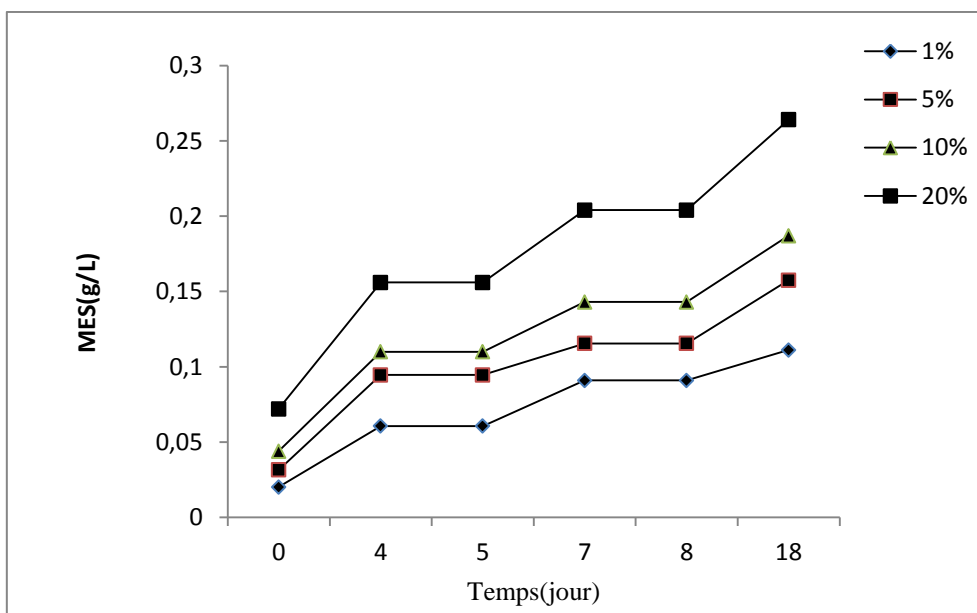


Figure 10 présentation graphique d'évolution de la matiere en suspension (MES) dans Saida.

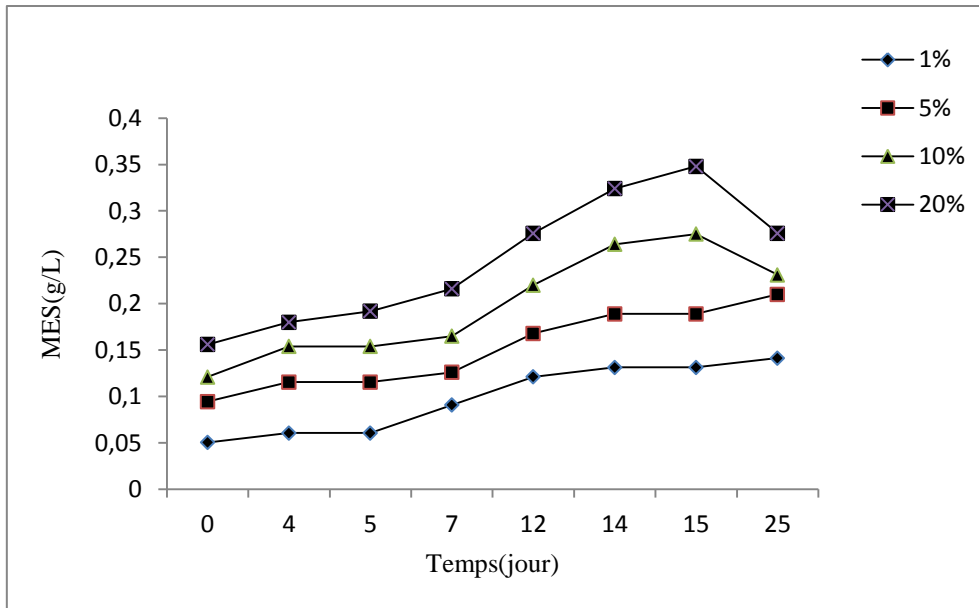


Figure 11 présentation graphique d'évolution de la matière en suspension (MES) dans Lala Khdiya.

Les figures 9, 10 et 11 présentent l'évolution de la biomasse algale en fonction de temps à différents pourcentages d'ensemencement cultivé dans les différentes eaux minérales.

Les graphes présentent des allures croissantes pour les quatre pourcentages d'ensemencement durant les 18 jours.

On observe des croissances de l'ordre de 80, 80.95, 64.28 et 69% respectivement pour les pourcentages de cultures de 1, 5, 10 et 20.

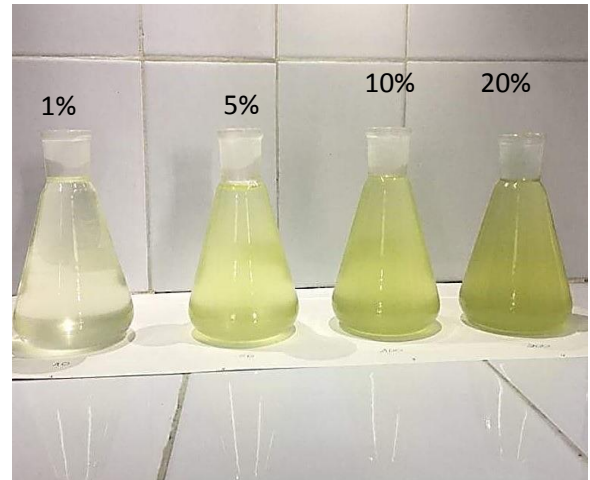
On remarque que pour un temps donné, les MES augmentent avec l'augmentation du pourcentage d'ensemencement et ce, quel que soit l'origine de l'eau naturelle.

Le pH est un paramètre indispensable à surveiller pour la croissance des algues. Plus la culture algale se trouve dans un environnement avec un pH basique plus la biomasse sera importante.

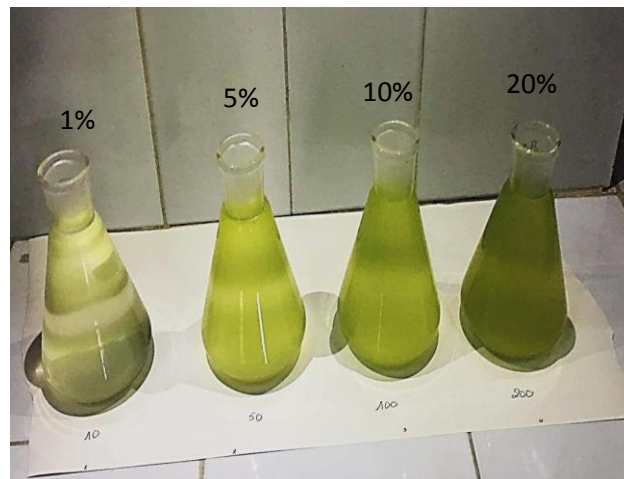
Les photos N° 2, 3,4, 5, 6, 7, 8, 9 et 10 présentent les milieux troubles en fonction des différentes eaux aux pourcentages de cultures différentes en fonction de temps.



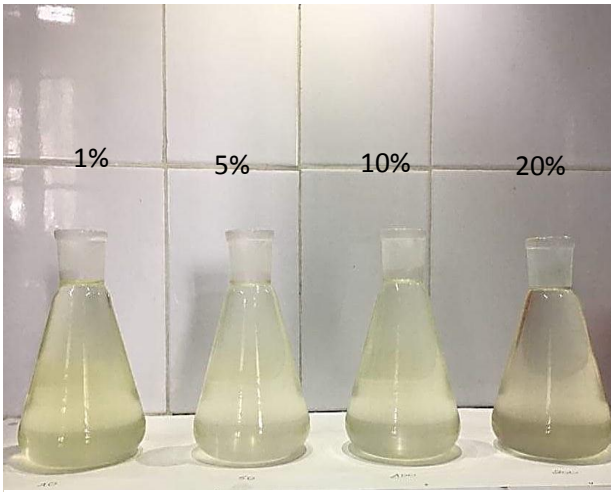
Photos 2 : évolution de source H dans l'eau de pure life de Nestlé après 5jour de ensemencement



Photos 3: évolution de source H dans l'eau de pure life de Nestlé après 10 jour de ensemencement



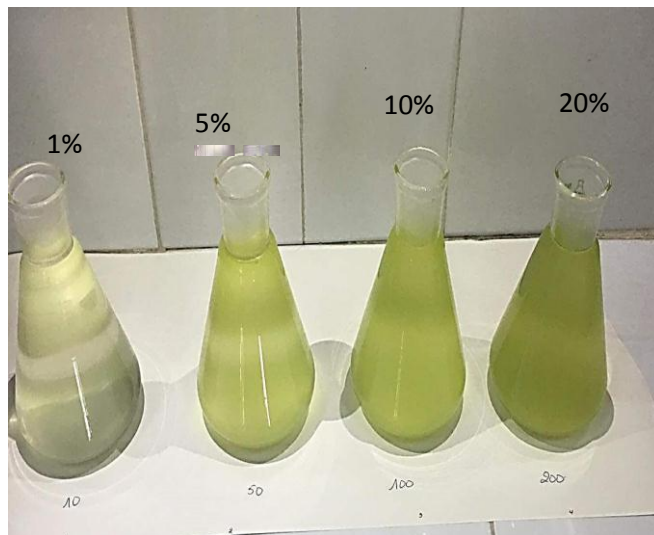
Photos 4 : évolution de source H dans l'eau de pure life de Nestlé après 20 jour de ensemencement



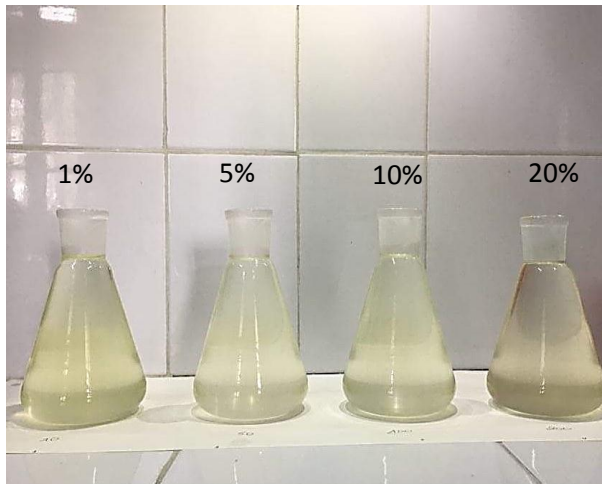
Photos 5 : évolution de source H dans l'eau de Saïda après 5 jour deensemencement



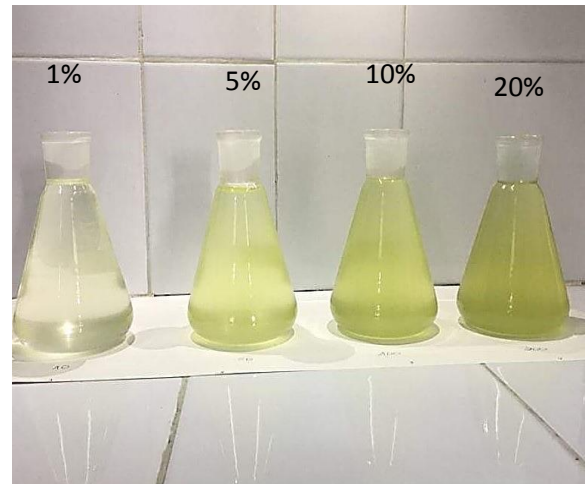
Photos 6 : évolution de source H dans l'eau de Saïda après 10 jour deensemencement



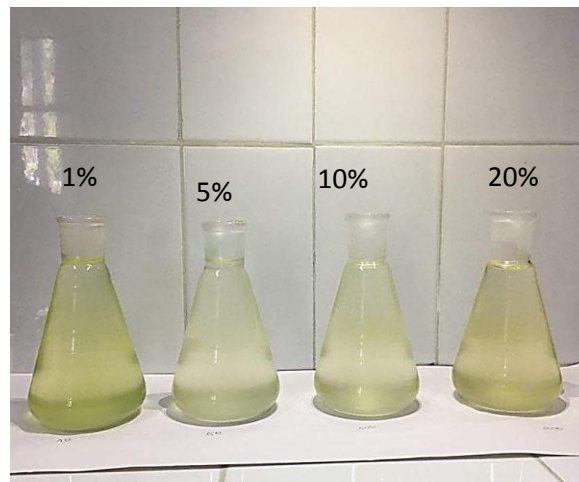
Photos 7 : évolution de source H dans l'eau de Saïda après 15 jour deensemencement



Photos 8 : évolution de source H dans l'eau de Lalla Khdidja après 5jour de ensemencement



Photos 9 : évolution de source H dans l'eau Lalla Khdidja 10 jour de ensemencement



Photos 10 : évolution de source H dans l'eau de Lalla Khdidja après 15 jour de ensemencement

Les photos ci-dessous montrent l'évolution de la souche H dans l'eaux naturelles à déférents pourcentages d'ensemencement (1, 5, 10 et 20%) pendant 20 jours.

Nous remarquons une évolution de la couleur verte dans les erlenmeyer en fonction de temps et en fonction de pourcentage d'ensemencement, plus le pourcentage d'ensemencement est important, la couleur de la solution sera plus foncé.

La couleur verte des solutions est due à la présence des algues vertes.

D'après le résultat obtenue de pH, MES et d'observation micro et macroscopique nous avons choisi la source H comme meilleur source riche en algues et cultivé dans l'eau Nestlé pur life parce que c'est la meilleure croissance grâce à sa composition et sa dureté.

VI.1 Essai d'élimination par injection d'air

L'objectif recherché par cette étude est d'effectuer des essais d'élimination des cultures algales réalisées sur l'eau naturelle pure life par différentes approches physique, chimique.

VI.1.1 Suivi d'évolution de MES en fonction de temps à différents différents l'eaux naturelles

Après une période de 7 jours de culture des algues dans l'eau naturelle pure life et pour un ensemencement de 20% de la source H, nous avons procédé à l'injection de l'air par un compresseur d'air sur des durées intermittentes de 3 heures d'injection par phase. Les résultats de cette expérience sont rassemblés dans la figure N°12 suivante :

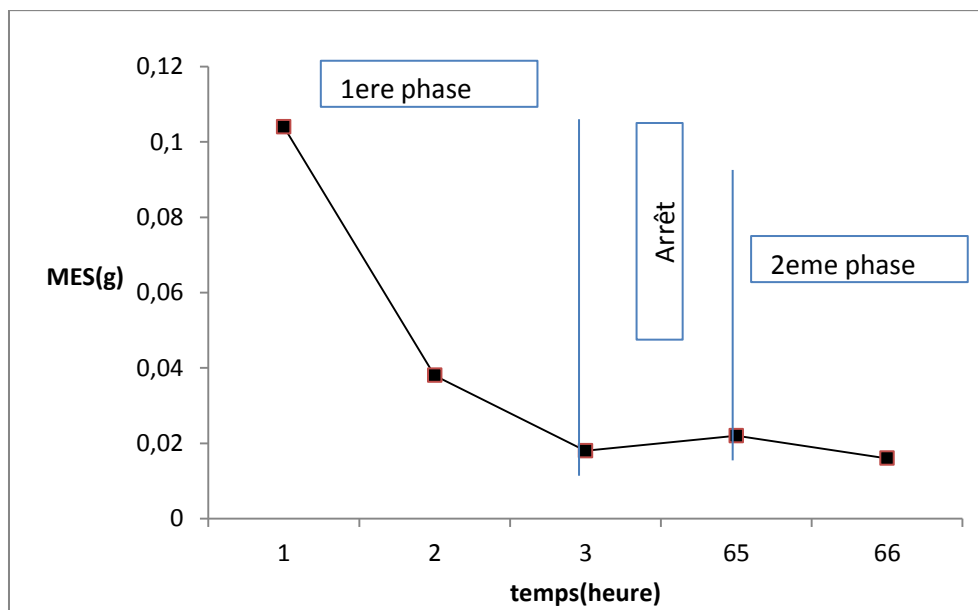


Figure 12 : présentation graphique montre l'élimination de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.

La figure Présente la courbe d'élimination de la biomasse d'algue par l'injection de l'air en fonction temps (heure).

L'injection est effectué en deux phases, nous remarquons une chute importante des MES après trois heures d'injection d'aire par 82.69%. Nous avons arrêté l'injection de l'aire pendons trois jours, nous remarquons que les algues ont continué la culture par 18.18%. Nous avons repris l'injection de l'air après trois jours d'arrêt, nous remarquons une chute des MES par 27.27%.

D'Après les résultats des MES, nous pensons que l'air n'élimine pas les algues mais inhibe leur croissance en évacuant le CO₂, une fois nous arrêtons l'injection il y a des algues qui apparaissent à nouveau.

VI.2 Essai d'élimination par ajout d'NaClO (eau de javel) et injection d'air

VI.2.1/ 0.3686 gramme de chlore actif d'NaClO (12°CHL)

VI.2.1.1 Suivi d'évolution de MES en fonction de temps à différents

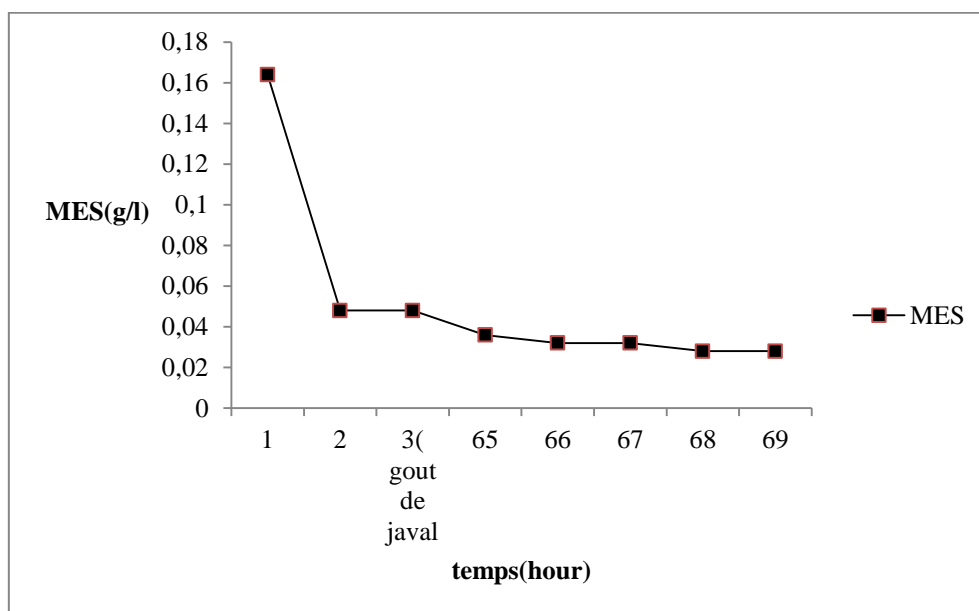


Figure 13 : Présentation graphique montre l'élimination de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.

La figure présente la courbe d'élimination de la biomasse d'algue par l'ajout d'1ml d'eau de javel à 12°CHL contient 0.3686g de chlore actif et l'injection de l'air en fonction temps (heure).

Cet essai d'élimination des algues est effectué en deux phases.

Dans la première phase, les trois premières heures nous n'avons injecté que l'air, nous remarquons une chute importante des MES par 70.73%. Après nous avons ajouté 1ml d'eau de javel avec arrêt d'injection d'air pendant trois jours, nous remarquons une chute de 25%.

Dans la deuxième phase, nous avons repris l'injection d'air et la chute des MES est de 22.22%.

D'Après les résultats des MES, nous pensons que l'eau de javel n'a pas permis la réapparition des algues malgré l'arrêt d'injection d'air, l'eau de javel a désinfecté le milieu.

VI.2.2 Ajout de 1.4745 gramme de chlore actif d'NaClO (12°CHL)

VI.2.2.1 Suivre par MES

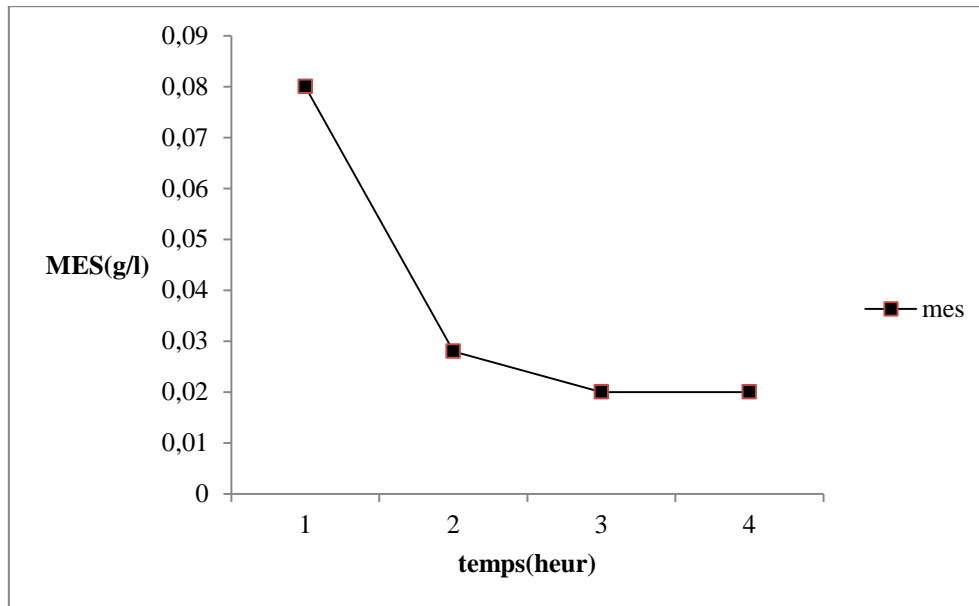


Figure 14 : présentation graphique montre l'élimination de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.

La figure présente la courbe d'élimination de la biomasse d'algue par l'ajout de 4ml d'eau de javel et l'injection de l'air en fonction du temps (heure).

Une chute de 75% des MES dans quatre heures.

VI.2.3 Essai d'élimination par diminution de pH, ajout d'NaClO et injection d'air

L'effet désinfectant de l'eau de javel a une meilleure action lorsque le pH de la solution se situe à une valeur de 7,2 à 7,4.

La figure N°15 montre l'évolution des MES en fonction du temps après ajustement du pH de la solution à 7,2 puis injection de l'eau de javel à 12°CHL contenant 1.4745g de chlore actif.

VI.2.3.1 suivre par MES

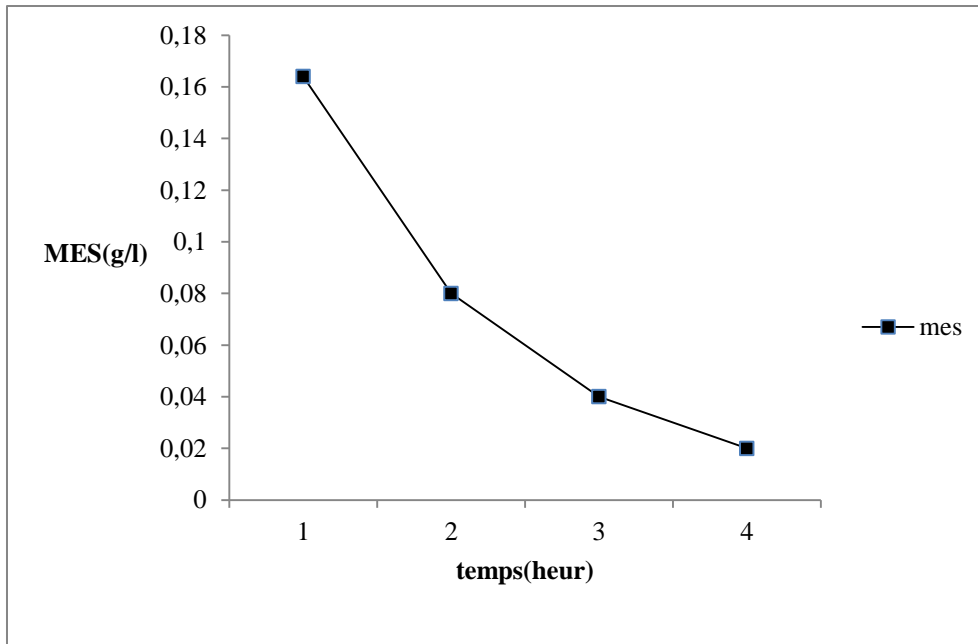


Figure 15 : Présentation graphique montre l'élimination de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps (heure).

La figure montre l'évolution des MES en fonction du temps après ajustement du pH de la solution à 7,2 puis injection de 4ml d'eau de javel à 12°C qui contient 1.4745g de ClO^- .

Nous remarquons, d'après le graphe ci-dessous, une chute très importante des MES dans quatre heures par 87.80%.

D'après le résultat, nous pensons que l'injection d'air après diminution de pH par HCl et l'ajout de l'eau de javel, est une méthode efficace pour éliminer les algues sans routeur.

Un milieu d'un PH neutre favorise la formation des ions de ClO^- qui entraînent plus rapidement dans la cellule algale causant sa distraction mieux que dans un milieu basique.

Chapitre IV : Croissance et essai d'élimination des algues dans un bassin de 8L a température constant = 30°C et a l'aire libre

IV.1 Suivi d'évolution de pH et MES en fonction de temps à différents

Cette expérience s'est déroulée en système dynamique grâce à l'utilisation d'un thermoplongeur avec pompe de recirculation intégrée.

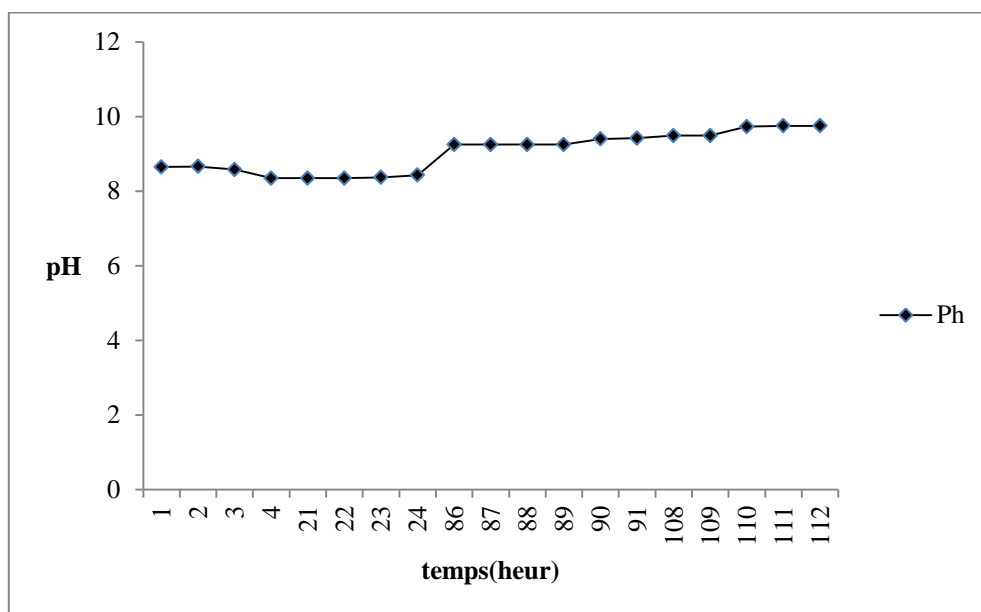


Figure 16 présentation graphique de l'évolution de pH en fonction de temps dans le bassin.

La figure présente les résultats de suivi de pH par unité de temps (heure).

L'analyse des résultats nous indique qu'après les 3 premiers heures, le pH a diminué avec 3.46% de (8.65 à 8.35).

Ensuite, on a remarqué qu'après 24 heures le pH de solution a commencé à augmenter par 16.76% de (8.35 à 9.75).

IV.1.1 MES

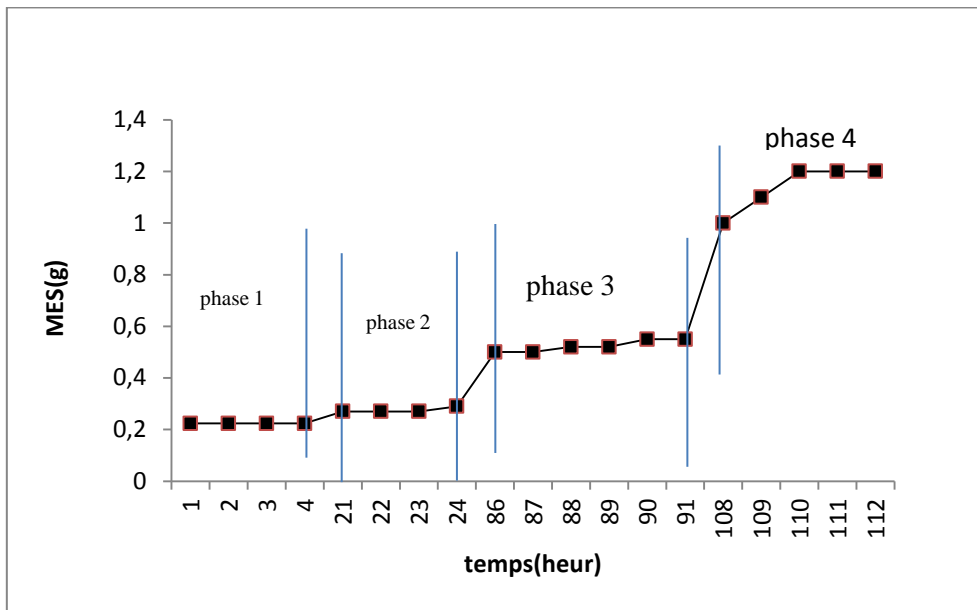


Figure 17 : Présentation graphique montre l'évolution de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.

La figure Présente la courbe d'évolution de la biomasse d'algue en fonction temps (heure).

D'après le graphe ci-dessous montrant l'évaluation des MES dans le bassin, nous avons quatre phases de culture.

La première phase : dans les quatre première heures, nous remarquons qu'il n y a pas une évolution des MES.

Nous avons arrêté le thermoplongeur pendons 18 heures, nous remarquons une évolution de 16.88% des MES.

La deuxième phase : nous avons repris la recirculation, nous remarquons une évolution de 6% seulement des MES dans 4 heures.

Nous avons arrêté le thermoplongeur pendons 62 heures, nous remarquons une évolution de 42% des MES.

La troisième phase : nous avons repris la recirculation, nous remarquons une évolution de 10% des MES dans 5 heures.

Nous avons arrêté le thermoplongeur pendons 17 heures, nous remarquons une évolution de 45% des MES.

La quatrième phase : nous avons repris la recirculation, nous remarquons une évolution de 16% des MES dans 5 heures.

D'après les résultats, nous pensons que la prolifération des algues est importante quand l'eau est stagnée dans le bassin.

IV.2 Essai d'élimination par diminution de pH, ajout d' NaHClO (36°CHL)

IV.2.1 suivie par MES

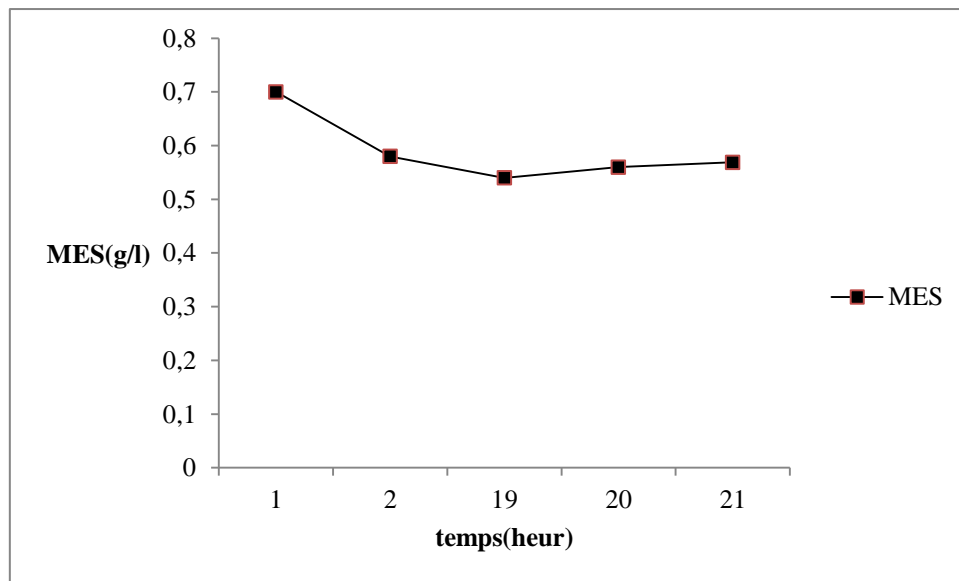


Figure 18 : Présentation graphique montre l'élimination de la matière en suspension (MES) de la solution en fonction du temps.

La figure Présente la courbe d'élimination de la biomasse d'algue en fonction temps (heure).

Nous avons toujours deux phases.

La première phase : les deux premières heures d'ajout d'eau de javel avec recirculation avec un thermoplongeur, nous remarquons une chute de 17.14%.

Nous avons arrêté la recirculation pendons 17 heures, nous remarquons uns chute de 6.9%.

Nous avons repris la recirculation, nous remarquons que les MES ont repris par 5.1% dans 3 heures.

D'Après les résultats des MES, nous pensons que l'eau de javel sans injection d'air n'a pas pu éliminer les algues dans le bassin.

Conclusion Général :

À la fin de ce travail et après faire les discussions des résultats dans les différentes eaux d'ensemencement, nous remarquons :

L'eau Pure Life de Nestlé c'est un bon milieu de la culture des algues vertes, grâce à sa dureté et sa minéralisation (teneur en résidu sec).

Nous avons pu constater au cours des différentes expériences menées que les conditions de culture ont effectivement une influence sur la croissance des algues (influence de pH, température et le milieu d'ensemencement).

Après une observation microscopique optique et réalisation d'une tentative d'identification de l'espèce existante dans nos deux souches, nous avons confirmé qu'il s'agit des algues de l'eau douces.

Les essais d'élimination des algues par l'injection de l'eau de javel et l'air avant et après avoir équilibré le pH de la solution à 7.2, ont donné des résultats qui peuvent être utiles et ouvrir la porte à l'avenir pour d'autres recherches.

En perspective, nous suggérons la contribution aux essais d'élimination des algues par l'utilisation des oxydants suivants : l'oxygène (O_2), l'ozone (O_3) et le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) car ils sont des oxydants qui ne laissent pas de résidus contrairement aux produits chimiques.

Bibliographie

- AUBY, I., MANAUD , F., MAURER , D., & TRUT , G. (1994). *etude de la polifiration des algues verts dans les bassin d'arcachon*.
- [.http://nmnhwww.si.edu/botany/projects/algae/Alg-Econ.htm](http://nmnhwww.si.edu/botany/projects/algae/Alg-Econ.htm). (s.d.). Récupéré sur [.http://nmnhwww.si.edu/botany/projects/algae/Alg-Econ.htm](http://nmnhwww.si.edu/botany/projects/algae/Alg-Econ.htm).
- l'exploitation et la protection des eaux minérales naturelles et des eaux de source. (2004). *journal officiel de la republique algerinne democratique et populaire*, 9.
- Haute Ecole de sante Genève.Filière Nutrition et diététique. (2009). Récupéré sur [.http://etat.geneve.ch/des/SilverpeasWebFileServer/Metaux_dans_les_algues.pdf](http://etat.geneve.ch/des/SilverpeasWebFileServer/Metaux_dans_les_algues.pdf) .
- <https://uae.fr/le-traitement-de-leau-de-a-a-z/tout-sur-le-calcaire/mesurer-durete-de-eau/>. (2011, juin). (CSTB) Consulté le juin 2011, sur La qualité de votre eau au quotidien: <https://uae.fr/le-traitement-de-leau-de-a-a-z/tout-sur-le-calcaire/mesurer-durete-de-eau/>
- blog eauminiral*. (2017, 09 26). Consulté le 2017, sur l eau santé : <http://www.blog.eauminirelevelleminfroy.fr>
- André, I. (1980). *Les algues* (Vol. 9-61). ORSTOM , Paris.
- AOUCHICHE , M., & SALHI , M. (2012/2013). Les algues et la qualité de l'eau du barrage Tichi haf (Bejaia). algerien.
- Becerra, C. (2009). Proposition de strategies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioreacteur continu. (6-42-47). Ecole centraled'électricité. Gif-surYvette , paris.
- Bulgakov, N., & Levich, A. (s.d.). The nitrogen:phosphorus ratio as a factor regulating phytoplankton community structure. 3-22.
- CHRISTOPHE, I. t., PELTRE, M. c., RODRIGUEZ, s., VERGON, j. p., & CHAUVIN, c. (2014). *guide pratique de détermination des algues macroscopique d eaux douce et quelques organisme hétérotrophes* (Vol. 204). d irstea bordeaux.
- Cifuentes , A., Gonzales, M., Inostroza , I., & Aguilera, A. (2001). Reappraisal of physiological attributes of nine strains of Dunaliella(Chlorophyceae): growth and pigment contents across a salinity gradient. *Journal of Phycology*, 334-344.
- Derreumaux, A., Jadin, J., Willaert, E., & Moret, R. (1974). action du chlore sur les amibes de l eau. 415-4218.
- Estrada , D. (2007). Simulation dynamique des photobioréacteurs : Etude de l'influence de l'azote et du phosphore sur la croissance de Porphyridiumpurpureum. Ecole Centrale Paris, Paris. France.
- Hamzat, T., Norhayati , A., & AliYuzir. (2015). Integration of microalgae biomass in biomethanation systems. *Journal elsevier*(1610-1622).

- Harris, G. (1988). *Phytoplankton ecology*. *Phytoplankton ecology*. new york.
- Kumar , A., Ergas , S., Yuan , X., Sahu , A., Zhang, Q., Dewulf , J., et al. (2010). Enhanced CO₂ fixation and biofuel production via microalgae: recent developments and future directions. *Trends in Biotechnology*. *Enhanced CO₂ fixation and biofuel production via microalgae: recent developments and future directions*. *Trends in Biotechnology*, 28(371-380).
- Laboratory 19. (s.d.). Consulté le 05 18, 2019, sur uwsp.edu:
<https://www4.uwsp.edu/biology/courses/botlab/lab19a.htm>
- Laplace-tryture, C., Christine -Peltre, M., Lambert, é., Rodriguez, S., Paul Vergon, J., & Chauvin, C. (2014). *guide pratique de détermination des algues macroscopiques d eau douce et de quelques organismes hétérotrophes*. Irstea bordeaux.
- Lee , E., & Bazin, M. (1991). Environmental factors in fluencing photosynthetic efficiency of the micro red alga *Porphyridiumcruentum* in light-limited cultures . 513-519.
- Marc, M., & Bechir, S. (1999). *Guide des procédés de l assainissement* . (Moniteur, Éd.) Paris .
- Marschner, H. (1995). *Mineral nutrition of higher plants*. Academic Press.
- mayet, J. (1994). *la pratique de l eau*. paris : le moniteur.
- Paul JOURDAN , j. (2006). *Cultivez votre spiruline* .
- Piquemal, F. (1990, 07 10). contribution a l etude ecophysiological de quelques especes d algues en culture. *ecologie limnique, france* .
- REKBIA , F., & GUESSOUM , T. (2015). mémoire sur :Réalisation Et Suivi Du Milieu De Culture Bg11 Des Micros Algues Vertes. *Réalisation Et Suivi Du Milieu De Culture Bg11 Des Micros Algues Vertes*. Département de Génie des Procédés Domaine : Sciences et Techniques Filière : Génie des Procédés Spécialité :Ingénierie du Gaz Naturel, Ouargla ,algérie.
- Richmond , A. (2004). Principles for attaining maximal microalgal productivity in photobioreactors: an overview. 33-37. *Hydrobiologia*.
- Richmond , A., Lichtenberg , E., Stahl , B., & Vonshak , A. (1990). Quantitative assessment of the major limitations on the productivity of *Spirulina platensis* in open raceways. *ournal of Applied Phycology*, 195-206.
- Salomez , M. (2009). Opportunités de développement de la filiere microalgues a l'île de la reunion, Membres de Droits de l'ARER. 32.
- Sherwood, A. (2002). *Stream macroalgae of Hawai'i An identification guide to the common genera*. (D. T. 04-02, Éd.) Hawai'i, amireca.
- Sialve , B., & Steyer, J.-P. (2013). Les microalgues. promesses et défis. *Innovations Agronomiques* . 25-39.
- Vonshak , A. (1988). *Microalgal Biotechnology*. Borowitzka M. and Borowitzka J. Cambridge University Press, Cambridge. UK.

