

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

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

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA TERRE ET
DE L'UNIVERS
DEPARTEMENT D'ECOLOGIE ET GENIE DE L'ENVIRONNEMENT



Mémoire de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité/Option : Santé, Eau, Environnement : Microbiologie de l'environnement

Thème

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA QUALITE BACTERIOLOGIQUE
ET PHYTOPLANCTONIQUE DE L'EAU DU MARAIS DE BOUSSEDRA
EL BOUNI (ANNABA)**

Présenté par : Mlle : BENCHABANE Razika

Mlle : MERZOUG Nedjwa

Devant les jurys :

Président :	Mme. IBN CHERIF Hayet	M.C.B	Université de Guelma
Examineur :	Mr. MERZOUG Abdelghani	M.C.A	Université de Guelma
Encadreur:	Mr. ROUABHIA Kamel	M.A.A	Université de Guelma
Co- encadreur :	Mme. BOUDRAA Wahiba	Doctorante	Université d'Annaba

Juin 2015

REMERCIEMENTS

Au terme de ce mémoire nous tenons à remercier le bon dieu qui nous donné le courage et la force pour mener à bien ce modeste travail.

Nous remercions aux membres du jury :

Madame **IBN CHERIF Hayate**, maitre de conférence « B » à l'université de Guelma de m'avoir fait l'honneur de présider le jury et évaluer ce modeste travail.

Monsieur **MERZOUG Abdelghani** maitre-assistant « A » à l'université de Guelma d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nous remercions profondément les deux personnes qui m'ont été pour un énorme soutien:

Monsieur **ROUABHIA Kamel**, maitre-assistant « A » à l'université de Guelma de m'avoir encadré et suivi mon travail de près avec sa rigueur scientifique, ses conseils ainsi que sa gentillesse qui m'ont permis de réaliser au mieux ce modeste travail.

Madame **BOUDRAA Wahiba**, doctorante à l'université d'Annaba, pour sa disponibilité, ses encouragements, pour sa gentillesse et ses qualités humaine.

RAZIKA ET NEDJWA

Sommaire

Résumé

Absract

ملخص

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste d'abréviations

Introduction 01

Chapitre I : Généralités

1. Les zones humides	03
1.2. Les zones humides de la wilaya d'Annaba	03
1.2.1. Lac Fetzara	03
1.2.2. Marais de Sidi Achour.....	04
1.2.3. Marais de Boukhadra.....	04
1.2.4. Les Salines.....	04
1.2.5. Marais de Boussedra.....	04
2. Impacte des activités humaines sur la qualité de l'eau	04
2.1. Origine de la pollution de l'eau	04
2.1.1. Les phénomènes naturels.....	04
2.1.2. Pollution d'origine domestique	05
2.1.3. Pollution urbaine	05
2.1.4. Pollution d'origine agricole	05
2.1.5. Pollution industrielle.....	06
3. La flore bactérienne aquatique	06
4. Le phytoplancton	07
4.1. Systématique du phytoplancton	07
4.2. Clés d'identification du phytoplancton	08
4.2.1. Cas des algues vraies	08
4.2.2. Cas des Cyanobactéries	08
4.3. Composante du phytoplancton.....	08
4.3.1. Cyanobactéries.....	08
4.3.2. Chlorophytes.....	09
4.3.3. Euglénophytes.....	09
4.3.4. Chrysophytes.....	09
4.3.4.1. Chrysophycées.....	09
4.3.4.2. Xanthophycées.....	10
4.3.4.3. Diatomophycées.....	10
4.3.4.4. Raphidophycées.....	10
4.3.5. Pyrrophytes	10
4.3.5.1. Cryptophycées.....	10

4.3.5.2. Dinophycées	10
----------------------------	----

Chapitre II : Description du site d'étude

1. La mare Broussera.....	12
1.2. Etude climatique de la mare Boussehra	13
1.2.1. La température	13
1.2.2. Précipitation.....	13
1.2.3. Humidité.....	14
1.2.4. Les vents	14
1.3. Synthèse climatique	14
1.3.1. Climagramme d'Emberger	14
1.3.2. Diagramme pluviothermique de GAUSSEN	15
1.4. Régime hydrique	15
1.5. Faune et flore	15
1.5.1. Flore	15
1.5.2. Avifaune.....	16

Chapitre III : Matériel et Méthodes

1. Analyse physico-chimique	18
1.1. La température.....	18
1.2. Le pH.....	18
1.3. La conductivité électrique.....	19
1.4. La salinité.....	19
1.5. Le taux des sels dissous (TDS)	19
2. Analyse bactériologique	20
2.1. Prélèvement de l'eau	20
2.2. Transport et conservation des échantillons.....	20
2.3. Méthodes d'analyse.....	20
2.3.1. Recherche et dénombrement des germes revivifiables	20
2.3.2. Recherche et dénombrement des spores des bactéries Anaérobies sulfite - réducteur (<i>Clostridium</i>)	23
2.3.3. Recherche et dénombrement des coliformes.....	25
2.3.4. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	28
2.3.5. Recherche des germes pathogènes.....	30
2.3.5.1. Les Salmonelles.....	30
2.3.5.2. Recherche des <i>Shigella</i>	33
2.3.5.3. Recherche des <i>Vibrio</i>	34
2.3.5.4. Recherche des Staphylocoques.....	36
2.3.5.5. Recherche de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	38
3. Analyse phytoplanktonique.....	43
3.1. Analyse qualitative et quantitative.....	43
3.1.1. Identification des espèces.....	44
3.1.2. Richesse spécifique.....	44

3.1.3. Abondance.....	44
-----------------------	----

Chapitre IV : Résultats et discussion

1. Résultats de l'analyse physico-chimique	45
1.1. La température.....	45
1.2. Le pH	45
1.3. La conductivité électrique.....	46
1.4. La salinité.....	47
1.5. Le TDS	47
2. Résultats de l'analyse bactériologique	49
2.1. Résultats de la recherche et du dénombrement des microorganismes révivifiabiles..	49
2.2. Résultats de la recherche des spores du Clostridium Sulfito-réducteurs	50
2.3. Résultats de la recherche et du dénombrement des Coliformes	50
2.3.1. Coliformes totaux.....	50
2.3.2. Coliformes fécaux	51
2.4. Résultats de la recherche et du dénombrement des Streptocoques fécaux	52
2.5. Origine de la contamination fécale	53
2.6. Recherche des germes pathogènes	53
2.6.1. Résultats du profil biochimique des Staphylocoques	53
2.6.2. Caractères morphologiques et coloration de Gram.....	54
2.6.3. Résultats et identification biochimique	56
3. Résultat d'analyse phytoplanctonique.....	60
3.1. Composition spécifiques et structure des communautés phytoplanctonique.....	60
3.2. Richesse spécifique des groupes phytoplanctoniques.....	61
3.3. Abondance des groupes phytoplanctoniques.....	62
Conclusion	64
Références bibliographiques	65
Annexes	

Résumé:

Dans ce travail, nous sommes intéressés à la qualité de l'eau du marais de Boussedra (zone humide périurbaine) par des analyses physicochimiques, bactériologiques et phytoplanctoniques.

Vu les risques de contaminations, nous avons opté pour un contrôle de la qualité de l'eau de ce marais.

En outre les résultats des analyses physico chimiques, n'ont révélé aucune anomalie en nous référant aux normes des eaux de surfaces. Néanmoins les résultats des analyses bactériologiques ont mis en évidence une contamination bactérienne de l'eau très importante dans les trois prélèvements traduite par les présences des bactéries pathogènes telles *S. Saprophyticus*, *Morganella morganii*, *Proteus vulgaris*, *Aeromonas hydrophila*, *Salmonella spp*, *Citrobacter braakii*, *Salmonella choleraesuis* et *Pseudomonas fluorescens*.

La composition et la biomasse du phytoplancton sont composées principalement par des Chrysophytes (*Navicula*, *Cyclotella*, *Gomphonema*, *Nitzschia*,) des Euglenophytes (*Euglena*, *Trachelomonas*), les Chlorophytes (*Scenedesmus*, *Monoraphidium*), les Pyrrophytes (*Cryptomonas*, *Peridinium*), et dans une moindre mesure les Cyanoobactéries (*Anabaena*, *Merismopedia*). La densité de ce peuplement phytoplanctonique varie entre 2200 et 85×10^4 indv/l.

Nous recommandons un suivi et un contrôle quotidien en particulier pour les analyses des autres paramètres physicochimiques ainsi que des analyses bactériologiques, pour éviter tout problème de contamination de l'eau.

Mots clés : Pollution, Analyse physico-chimique, Qualité bactériologique, Phytoplancton, Marais de Boussedra, Annaba.

Abstract

In this work, we focused on the quality of water of the Bousdra marshes (peri-urban wetland) by physico-chemical and bacteriological analyzes. Given the risk of contamination, we opted for a control of the water quality of this marsh.

In addition the results of physicochemical analyze revealed no abnormality with reference standards of surface water. Nevertheless the results of bacteriological analyzes showed bacterial contamination of water very important in the three samples resulted in the presence of pathogenic bacteria such as *S. saprophyticus*, *Morganella morganii*, *Proteus vulgaris*, *Aeromonas hydrophila*, *Salmonella spp*, *Citrobacter braakii*, *Salmonella choleraesuis*, and *Pseudomonas fluorescens*.

The composition and the biomass of phytoplankton are composed mainly by Chrysophyta (*Navicula*, *Cyclotella*, *Gomphonema*, *Nitzschia*), Euglenophyta (*Euglena*, *Trachelomonas*), Chlorophyta (*Scenedesmus*, *Monoraphidium*), the Pyrrophytes (*Cryptomonas*, *Peridinium*), and to a lesser extent by Cyanobacteria (*Anabaena*, *Merismopedia*). The density of the phytoplankton population varies between 2200 and 85×10^4 indv/l.

We recommend a daily monitoring and control especially for analyzes of other physicochemical parameters and bacteriological analysis, to avoid water contamination or problem.

Keywords: Pollution, Physical-chemical analysis, Bacteriological quality, Phytoplankton, Bousdra marshes, Annaba.

ملخص

في هذه الدراسة ركزنا على نوعية مياه مستنقع بوسدره (منطقة رطبة محاطة بالسكان) عن طريق إجراء تحاليل بكتيريولوجية وفيزيائية - كيميائية بالإضافة إلى تحديد نوعية تركيب العوالق النباتية بها. نظرا لمخاطر التلوث، اخترنا تحليل نوعية مياه هذا المستنقع، حيث لم تكشف نتائج التحاليل الفيزيائية والكيميائية عن أي خلل لهذه الخصائص مقارنة مع خصائص المياه السطحية عموما. ومع ذلك أظهرت نتائج التحاليل البكتيريولوجية تلوثا جرثوميا مهم جدا في العينات الثلاثة. كشفت عن وجود البكتيريا المسببة للأمراض مثل *S. saprophyticus* ، *Morganella morganii* ، *Proteus vulgaris* ، *Salmonella spp* ، *Aeromonas hydrophila* و *Citrobacter braakii* ، *Salmonella* و *Pseudomonas fluorescens* و *choleraesuis* . كما تم جرد وتعريف 42 نوعا من العوالق النباتية موزعة على 5 شعب هذه التركيبة تسودها شعبة الـ Chrysophytes من حيث الكثافة التنوع ثم تليها الـ Euglenophytes ثم الـ Chlorophytes و الـ Pyrrhophytes وبأعداد أقل Cyanobactéries . و تراوحت كثافة هذه العوالق النباتية بين 2200 و 85×10^4 فرد/ل.

نوصي بالرصد اليومي ومراقبة خاصة لتحليل الخصائص الفيزيائية والكيميائية الأخرى والتحليل البكتيريولوجي، لمنع مشكلة تلوث المياه.

الكلمات المفتاحية: التلوث، التحليل الفيزيوكيميائي، النوعية البكتيريولوجية، العوالق النباتية، مستنقع بوسدره، عنابة.

Liste des figures

N°	Titre	Page
01	Situation géographique du marais de Boussedra	12
02	Photo du marais de Boussedra	13
03	Position de la région d'Annaba dans le Climatogramme d'Emberger	14
04	Diagramme pluviothermique de la région d'Annaba	15
05	Photo de la flore	16
06	Photo de l'avifaune	16
07	Localisation du point de prélèvement	17
08	présentation du point de prélèvement	18
09	Dénombrement des micro-organismes revivifiables	22
10	Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfitoréducteurs	24
11	Recherche et dénombrement des coliformes totaux et les coliformes thermotolérants	27
12	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	29
13	Recherche des Salmonelles	32
14	Schéma d'une agglutination des vibrios	34
15	Recherche des Vibrios	35
16	Recherche et identification des Staphylocoques pathogènes (<i>S. aureus</i>)	37
17	Variations de la température	45
18	Variations du pH	46
19	Variations de la conductivité électrique	46
20	Variations de la salinité	47
21	Variations de la TDS	47
22	Evolution du nombre de microorganismes revivifiables	49
23	photo présente le résultat des Spores Anaérobies Sulfito-réducteurs	50
24	Evolution du nombre de coliformes totaux	51
25	Evolution du nombre de coliformes fécaux	52

26	Evolution du nombre des Streptocoques fécaux	52
27	Aspect des colonies sur Mac-Conkey	54
28	Aspect microscopique à partir d'une culture sur Mac-Conkey	54
29	Aspect des colonies sur Chapman	55
30	Aspect microscopique à partir d'une culture sur Chapman	55
31	Aspect des colonies sur GNAB	55
32	Aspect des colonies sur Hektoen	55
33	Aspect microscopique à partir d'une culture sur Hektoen	55
34	Aspect des colonies sur King A et King B	56
35	Aspect des colonies sur SS	56
36	Résultats de la Galerie classique	58
37	Résultat et identification biochimique par galerie API20E	59
38	Variations du nombre des taxons phytopanctoniques	61
39	Variations du nombre des genres des groupes phytopanctoniques	61
40	Variations de nombre des espèces des groupes phytopanctoniques	62
41	Variations de l'abondance des groupes phytoplantoniques	63

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
01	Moyenne des données météorologiques d'Annaba (1991-2012) (Station météorologique d'Annaba, 2012)	14
02	Périodes de prélèvement (février, mars, avril 2015)	17
03	Résultat présenté l'origine de la contamination fécale	53
04	Résultats du profil biochimique des Staphylococcus	53
05	Aspect macroscopique et microscopique des colonies	54
06	Résultats des tests biochimiques	57
07	Résultats de la galerie API 20	58
08	Classification des taxons phytoplanctoniques identifiés dans marais Bousedra entre février et avril 2015	60

Liste d'abréviations

- ASR** : Anaérobie sulfite-réductrice
- BCPL** : Bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol
- CF** : Coliforme fécaux
- CIT** : Citrate de Simmons
- CT** : Coliforme totaux
- E. coli** : *Escherichia coli*
- EPA** : Eau Peptonée Alcaline
- EPEI** : Eau peptonée exempte d'indole
- Eva Litsky**: Bouillon à l'éthyle violet et aide de sodium
- GNAB**: Gélose nutritive alcaline et biliée
- IND** : Indole
- Indv** : individu
- MES** : Matière en suspension
- µl** : micro litre
- NPP** : Nombre le plus probable
- OMS** : Organisation mondiale de santé
- ONPG** : Ortho-Nitrophényle-B-D –Galactosidase
- P** : Prélèvement
- SF** : Streptocoque fécaux
- SFB** : Bouillon au sélénite de Leifson
- SM** : Solution mer
- SS** : *Salmonella-Shigella*
- TDS** : Taux des sels dissous
- UFC** : Unité formant colonie

Introduction

L'eau est indéniablement un élément vital et indispensable pour une vie normale, elle couvre 70% de la planète, c'est une molécule simple aux propriétés complexes qui existe dans la nature sous les trois formes « gaz, liquide et solide » et joue un rôle important dans tous les cycles biogéochimiques des éléments.

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. **(Gleick 1993; Costanza et al. 1997).**

L'eau est également un élément indispensable utilisé par l'irrigation agricole, la production d'énergie et l'industrie. Les eaux continentales attirent et concentrent de nombreuses populations pour leurs activités qui en retour doivent veiller à leur gestion et à leur pérennité **(Vasquez et Favila 1998; Dokulil et al. 2000; Tazi et al. 2001).**

Les besoins en eau sont alors élargies ce qu'à évoqué en revanche un énorme problème menaçant la nature et l'homme de façon générale.

La pollution par les eaux usées issus de différentes activités humaines que ce soit domestiques et/ou industrielles demeurent un problème de santé publique. Le contrôle biologique de ces eaux est cependant devenu impératif car il peut dans certains cas éviter de grandes catastrophes. **(Gauthier et Pietri, 1989).**

Ce contrôle est basé principalement sur des dénombrements microbiens des différents écosystèmes aquatiques associé à la recherche des bactéries pathogènes et des indicateurs de pollution fécale. Ce problème a été sérieusement signalé ces dernières années et demande des solutions immédiates et efficaces, pour cela nous avons essayé d'étudier et déterminer la qualité bactériologique d'un système aquatique marais Bousseadra.

Cette dernière zone humide à une importance écologique et bactériologique pour cette raison on a choisi ce site comme zone d'étude.

Le présent mémoire est structuré en quatre chapitres :

- Le premier chapitre décrit des généralités.
- Le second décrit une présentation géologique, hydrologique, climatique et le cadre biotique du site du travail.
- Le troisième décrit la méthodologie utilisée pour l'analyse physicochimique, bactériologique et phytoplanctonique.
- Le quatrième chapitre donne les principaux résultats obtenus et traite de l'interprétation et la discussion des résultats.

Une conclusion générale accompagnée de perspectives termine ce travail.

Généralités

1. Les zones humides :

Au niveau international, la Convention de Ramsar du 2 février 1971, considère comme zones humides : « Les étendues de marais, de fagnes, de tourbières ou d'eaux naturelles ou artificielles, permanentes ou temporaires, où l'eau est stagnante ou courante, douce, saumâtre ou salée, y compris des étendues d'eau marine dont la profondeur à marée basse n'excède pas six mètres » (**Boumezbeur, 2001**).

La définition adoptée par l'union européenne en 1992 (de la loi sur l'eau française) est plus restrictive et permet une différenciation plus nette vis-à-vis des écosystèmes marins et fluviaux : « On entend par zone humide les terrains exploités ou non, habituellement inondés ou gorgés d'eau douce, salée ou saumâtre de façon permanente ou temporaire, la végétation, quand elle existe, y est dominée par des plantes hygrophiles pendant au moins une partie de l'année ».

Une autre notion a été ajoutée par (**Barnaud, 1991**). Il s'agit de la biodiversité : « Les zones humides se caractérisent par la présence, permanente ou temporaire, en surface ou à la faible profondeur dans le sol, d'eau disponible douce, saumâtre ou salée. Souvent en position d'interface, de transition, entre milieu terrestre et milieu aquatique proprement dit, elles se distinguent par une faible profondeur d'eau, des sols hydromorphes ou non évolués, et/ou une végétation dominante composée de plantes hygrophiles au moins pendant une partie de l'année. Enfin, elles nourrissent et/ou abritent de façon continue ou momentanée des espèces animales inféodées à ces espaces ».

1.2. Les zones humides de la wilaya d'Annaba :

Parmi les zones humides de la wilaya d'Annaba (l'Est Algérien) :

1.2.1. Lac Fetzara :

S'allonge sur 17 km d'Est en Ouest de la ville d'Annaba à l'extrême Est de l'Algérie et sur 13 km dans sa partie la plus large. Le plan d'eau libre, dont l'eau douce est relativement temporaire selon l'intensité de la saison des pluies dont il dépend presque exclusivement, est généralement d'une étendue de plus de 5.800 ha, auxquelles se rajoutent 4.000 ha de terres inondables en saison hivernale constituant ainsi de vastes prairies humides. (**DGF, 2004**).

1.2.2. Marais de Sidi Achour:

Ce marais qui est menacé à court terme de disparition (urbanisation accrue) s'est révélé être un site écologique important. (Aberkane, 2014).

1.2.3. Marais de Boukhadra:

Un site anthropisé (pollution importante), facile d'accès. (Aberkane, 2014).

1.2.4. Les Salines:

Ce site grâce à la diversité de milieux qu'il recèle (bassins, canal et oued Boukhamira) compense la forte salinité de ses eaux. Ce site mérite d'être classé comme réserve naturelle car il joue un rôle important comme site d'hivernage pour les oiseaux migrateurs. . (Aberkane, 2014).

1.2.5. Marais de Bousedra:

Fortement anthropisé, ce site est également menacé de disparition malgré une importance ornithologique certaine. (Aberkane, 2014).

2. Impacte des activités humaines sur la qualité de l'eau :

La pollution est une modification défavorable du milieu naturel qui apparaitre en totalité ou en partie comme un sous produit de l'action humaine, au travers les effets indirects ou indirecte altérant les critères de répartition des flux de l'énergie, des niveaux de radiation, de la constitution physicochimique du milieu naturel et de l'abondance des espèces vivantes, en eau et en produits biologiques. Elles peuvent aussi l'affecter en altérant les objets physiques qu'il possède ou les possibilités réactives du milieu. (Ramade, 2002).

2.1. Origine de la pollution de l'eau :

A cause de cycle du l'eau, les écosystèmes aquatiques sont susceptibles d'être contaminées par des pollutions accidentelles ou chroniques, suivant l'origine des substances polluantes on peut distinguer :

2.1.1. Les phénomènes naturels :

Certaines phénomènes naturels peuvent être aussi à l'origine de la pollution des eaux et sont identifiés en relation avec les éruptions volcaniques (sulfures, acides, poussières), des épanchements sous marins, d'hydrocarbures, le contact avec les filons ou

gisements d'éléments toxiques (mercure, arsenic, éléments radioactives), la présence d'une source thermo minérale. **(Genin, 2003)**.

2.1.2. Pollution d'origine domestique :

Les rejets directs des eaux usées « domestique » dans le milieu naturel perturbent l'équilibre aquatique en transformant les rivières en égouts à ciel ouvert. Cette pollution peut aller jusqu'à la disparition de toute vie. **(Boudraa et al., 2011)**. Elle est caractérisée par :

- La présence des germes fécaux.
- Des sels minéraux (azote, potassium et phosphore).
- Les détergents.
- Des forts teneurs en matière organique. **(Faurie, 1998)**.

2.1.3. Pollution urbaine :

En milieu urbain les sources de pollution sont facilement identifiable **(Herbert, 2000)**, ce sont essentiellement les eaux pluviales, les résidus de traitement de la pollution domestique, ainsi que les résidus de traitement des ordures managers.

Elle est caractérisée par :

- Une teneur importante de matières minérales en suspension (sables, gravier, poussières).
- La présence de nombreux détritiques solides.
- Des fortes concentrations en toxiques et hydrocarbures provenant essentiellement de lessivage des parkings, résidus d'échappement des véhicules, résidus de corrosion des équipements métalliques. **(Genin, 2003)**.

2.1.4. Pollution d'origine agricole :

L'agriculture et l'aquaculture sont les deux secteurs qui contribuent le plus à la pollution des eaux. Elles sont responsables des rejets de nombreux polluants dans les eaux de surfaces et souterraines. Ces contaminants comprenant à la fois des sédiments provenant de l'érosion de terres agricoles, des rejets de la matière organique (des boues), d'engrais chimiques (nitrates et phosphates), des pesticides, des bactéries proviennent des fumiers et purins d'élevage et des métaux. **(Tuffery, 1980; Herbert, 2000; Genin, 2003)**.

Ces produits sont rarement rejetés directement dans les eaux de surfaces, mais leurs épandages en excès pour des raisons agriculture intensive entraînent leur lessivage par les eaux de pluie et une pollution diffuse des cours d'eau et des eaux souterraines. (**Castany, 1982; Hilliard et Reedyk, 2000**).

2.1.5. Pollution industrielle :

Un grand nombre d'opérations industrielles et manufacturières diverses rejettent des agents polluants directement ou indirectement dans les sources d'eau environnements. (**Kan et Strelffe, 2002**).

Ces polluants sont caractérisés par une grande diversité, suivant l'utilisation de l'eau dans le processus de refroidissement, lavage, extraction, mise en solution...etc., et l'activité des usines (chimie de traitement de surface, agro-alimentaire...etc.).

On peut retrouver dans l'eau qui est un bon solvant, tout les sous produits possible d'activité humaine :

- Matière organique et graisse (industrie agro-alimentaire, abattoir).
- Hydrocarbures (raffineries).
- Acides, bases, produits chimique divers (industries chimique et pharmaceutique).
- Eau chaude des centrales thermiques.
- Métiers radioactive (centrales nucléaires, centre de recherche hôpitaux).
- Métaux lourds (traitement de la surface, métallurgie). (**Herbert, 2000; Genin, 2003**).

Ils peuvent avoir un effet toxique sur les organismes vivants et nuire le pouvoir d'autoépuration, de l'eau ou causer l'accumulation de certains éléments dans la chaîne alimentaire (métaux, substances, radioactives) (**Herbert, 2000**).

3. La flore bactérienne aquatique :

Dans les écosystèmes aquatiques, les organismes les plus nombreux sont les microorganismes, les bactéries forment la composante majoritaire. Leur rôle est fondamental dans l'équilibre écologique des milieux aquatiques, principalement par la régulation des cycles biogéochimique et énergétique (**Bianchi et al., 1989**).

Les bactéries rencontrées dans l'eau sont de trois types: les bactéries typiquement aquatiques, les bactéries telluriques et des bactéries de contamination (**Rodier et Bazin, 1996**).

- Les bactéries typiquement aquatiques: appartiennent le plus souvent aux genres *Vibrio*, *Pseudomonas*, *Achromobacter*, *Chromobacterium*, *Corynebacterium*, *Spirillum*, *Crenothrix*, *Sphaerotilus*, *Galionella*, etc.
- Les bactéries telluriques: rencontrées dans l'eau sont des bactéries sporulées (*Bacillus*, *Clostridium*) ou appartenant au genre *Streptomyces*.
- Les bactéries de contamination: La charge bactérienne des eaux usées domestiques, qui représentent la principale source de micro-organismes pathogènes pour l'homme en, très élevée, soit 10^9 à 10^{10} germes/litre. (**Gauthier et Pietri, 1989**).

Les espèces considérées comme pathogènes à transmission hydrique sont réparties au sein de quatre genres : *Salmonella* (bacilles de la typhoïde, des paratyphoïdes A et B et de diverses gastro-entérites), *Shigella* (bacilles dysentérique), *Escherichia* (essentiellement *E.coli* ou colibacille) parmi les Entérobactéries, et *Vibrio* (vibron du cholera) parmi les *Vibrionacées* (**Brisou et Denis, 1978 ; Gauthier et Pietri, 1989 ; Eberlin, 1997**).

4. Le phytoplancton :

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 de 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.

4.1. Systématique du phytoplancton :

Le phytoplancton regroupe deux catégories bien marquées d'organismes en se basant sur un caractère cytologique, à savoir la présence ou l'absence de membrane nucléaire. Les individus qui en sont pourvus sont classés sous le nom d'eucaryotes ou algues vraies, ceux qui en sont dépourvus sous le nom de procaryotes ou Cyanobactéries (**Coute et Chauveau, 1994**).

4.2. Clés d'identification du phytoplancton :

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

4.2.1. Cas des algues vraies :

Dans la systématique des algues vraies, les critères de classification proposée par **(Bourrelly, 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.

4.2.2. Cas des Cyanobactéries :

Dans la systématique des Cyanobactéries, les caractères morphologiques représentent les clés essentielles d'identification, dont les critères proposés par **(Bourrelly, 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 ».

4.3. Composante du phytoplancton :

Le phytoplancton est un groupe hétérogène d'organismes, divisé en:

4.3.1. Cyanobactéries :

Appelées également algues bleues **(Ozenda, 2000)**, les Cyanobactéries ne possèdent pas de noyau à membrane définie, ce sont des bactéries à Gram négatif « procaryotes » **(Hoek *et al.*, 1995)**. Les pigments présents dans la cellule sont nombreux : chlorophylle *a* et *c*, phycocyanine, phycoérythrine, et les pigments d'accompagnements β -carotène et des xanthophylles. Certaines espèces ne possèdent que de la chlorophylle. Ces pigments ne sont pas portés par des plastes mais sont diffusés dans le cytoplasme et donnent

aux cellules une coloration homogène généralement bleu-vert (**Bourrelly, 1966**). Les Cyanobactéries sont dépourvues de flagelles et leur appareil végétatif peut être unicellulaire, colonial ou filamenteux. Les réserves sont constituées par du glycogène, de la cyanophycine et des gouttelettes lipidiques. La multiplication s'effectue principalement par division cellulaire et par fragmentation chez les formes filamenteuses (**De Reviere, 2003**).

4.3.2. Chlorophytes :

Les *Chlorophytes* ou algues vraies, constituent un groupe relativement homogène, malgré la diversité morphologique (**Pierre, 2001**). Ces algues sont unicellulaires, à thalle massif pluricellulaires ou coenocytiques. Elles possèdent des plastes d'un vert franc, contenant de la chlorophylle *a* et *b* associée à l' α et β -carotène et des xanthophylles (**Gorenflot et Guern, 1989**). Les cellules mobiles sont isokontées et les réserves sont constituées d'amidon intraplastidial (**Larpen et Larpen-Gourgaud, 1997**).

4.3.3. Euglénophytes :

Les *Euglénophytes* sont des algues vraies unicellulaires, contenant des plastes verts renfermant de la chlorophylle *a* et *b*, associée à du β -carotène et des xanthophylles. Les réserves sont constituées de grains de paramylon extraplastidial (**Bourrelly, 1968; Gorenflot et Guern, 1989**), et des gouttelettes lipidiques pouvant constituer des réserves supplémentaires (**De Reviere, 2003**). Les cellules mobiles possèdent un ou deux flagelles (**Larpen et Larpen-Gourgaud, 1997**).

4.3.4. Chrysophytes :

Les *Chrysophytes* sont des algues vraies, caractérisées par des plastes bruns, jaunes ou vert–jaunâtres. Elles ne possèdent jamais d'amidon (**Pierre, 2001**), leurs réserves sont constituées de chrysolaminarine ou de laminarine, selon le cas (**Ba, 2006**). Les cellules mobiles sont hétérokontées (**Larpen et Larpen-Gourgaud, 1997**). Les *Chrysophytes* peuvent être divisés en :

4.3.4.1. Chrysophycées :

Les *Chrysophycées* peuvent être unicellulaires ou coloniaux, rarement filamenteux à plastes jaunes ou bruns, renfermant des chlorophylles *a* et *c*, du β -carotène et diverses xanthophylles, Elles forment souvent des logettes ou kystes siliceux plus ou moins

sphériques (**Bourrelly, 1968 ; Gorenflot et Guern, 1989**). Les cellules mobiles sont hétérokontées (**Larpen et Larpen-Gourgaud, 1997**).

4.3.4.2. Xanthophycées :

Les *Xanthophycées* sont des algues unicellulaires, pluricellulaires ou coenocytiques. Ils possèdent des plastes vert-jaune ou vert à peine jaunâtre où les chlorophylles *a* et *c*, sont associées à plusieurs xanthophylles et du β -carotène. Les cellules mobiles sont hétérokontées (**Larpen et Larpen-Gourgaud, 1997; Pierre, 2001**).

4.3.4.3. Diatomophycées :

Les *Diatomophycées* sont des algues unicellulaires ou coloniales quelquefois filamenteuses, à plastes bruns ou jaunes contenant de la chlorophylle *a* et *c*, du β -carotène et plusieurs xanthophylles (**Gorenflot et Guern, 1989**). Les cellules synthétisent une enveloppe externe siliceuse souvent très ornementée (**Pierre, 2001**). Elles sont dépourvues de flagelles et les mouvements se font grâce à la sécrétion de mucilage (**De Reviere, 2003**).

4.3.4.4. Raphidophycées :

Les *Raphidophycées* sont des algues unicellulaires et solitaires, nageant à l'aide de deux flagelles de taille inégale, leurs pigments sont constitués par de la chlorophylle *a*, du β -carotène et des xanthophylles (**Gorenflot et Guern, 1989**).

4.3.5. Pyrrhophytes :

Les *Pyrrhophytes* sont des algues vraies, le plus souvent unicellulaires (**Larpen et Larpen-Gourgaud, 1997**), avec des plastes bruns, rarement rouges ou bleu-vert. Contenant des chlorophylles *a* et *c*, du β -carotène et parfois des biliprotéines, leurs réserves sont constituées par de l'amidon extraplastidial. Les cellules mobiles possèdent deux flagelles (**Gorenflot et Guern, 1989**). On distingue deux classes :

4.3.5.1. Cryptophycées :

Les *Cryptophycées* possèdent des formes unicellulaires, à fouets légèrement inégaux dirigés dans le même sens, sortant d'un cytopharynx (**Bourrelly, 1968**).

4.3.5.2. Dinophycées :

Les *Dinophycées* sont majoritairement unicellulaires, cependant ils existent quelques rares formes filamenteuses, pourvues de deux flagelles dirigés

perpendiculairement l'un par rapport à l'autre, l'un longitudinal et l'autre transversal (**De Reviere, 2003**).

Les *Rhodophytes* et les *Phéohycées* « *Chrysophytes* », sont plus évoluées comme l'attestent leurs morphologies et presque toutes marines (**Gorenflotet Guern, 1989**).

Description du site d'étude

1. La mare Broussera :

Administrativement, la mare Boussedra ($36^{\circ}50'45''$ N, $7^{\circ}43'47''$ E) appartient à la Wilaya d'Annaba, Commune d'El- Bouni à distance de 10 km du chef-lieu de la ville d'Annaba. Ce marais fait partie des zones humides de la Numidie occidentale. Elle s'étend sur une superficie d'environ 55 ha (en fonction de la pluviométrie), la surface d'eau libre aussi dépend de la saison (**Chettibi, 2014**).

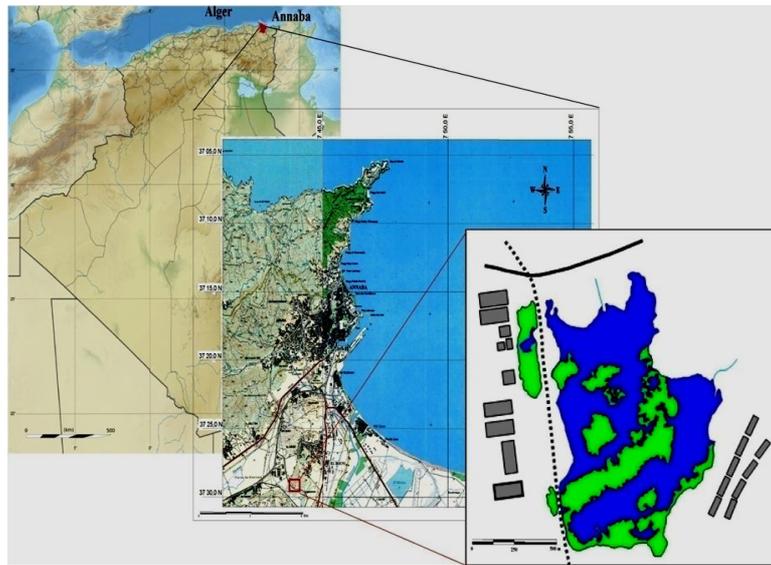


Figure 01. Situation géographique du marais de Boussedra (**Chettibi, 2014**).

La mare n'est pas protégée. Depuis 2003 elle est utilisée comme décharge, perdant 30% de sa superficie jusqu'à 2011 (**Samraoui, 2012**) et donnant progressivement la place à des lotissements. Cette zone humide est un exemple typique de fragment des zones humides méditerranéennes (**Battisti et al., 2008, Paracuellos, 2008**). Elle est un vestige d'un ancien grand complexe de zones humides autour de la ville d'Annaba et est désormais intégrée dans un paysage urbain.

Elle est située dans une agglomération urbaine et est limitée sur toute sa partie Est par les bidonvilles. La rive Sud est limitée par des usines d'industries agroalimentaire et traversée par un chemin de fer. Sur ses limites Nord et Ouest les agglomérations urbaines sont un peu plus loin (quelques dizaines de mètres).

La mare est une cuvette dont les eaux sont d'origine pluviale et véhiculées par les écoulements colluviaux. La profondeur de la mare est de 02 m au maximum pendant la période de pluie et 1,5 m au maximum en période sèche. Les eaux usées des usines et des bidonvilles coulent dans la mare. (Chettibi, 2014).



Figure 02. Le marais de Boussedra (Photo prise par Benchabane et Merzoug ; 2015).

1.2. Etude climatique de la mare Boussedra :

Les données climatiques de la mare Boussedra sont fournies pour les dernières années (1991-2012) (Chettibi, 2014).

1.2.1. La température :

Le climat d'Annaba est doux, pluvieux en hiver, chaud et subhumide en été avec une température moyenne annuelle de 17°C, une température maximale de 30°C en août et une température minimale de 7°C en janvier et en février (Tableau01) (Chettibi, 2014).

1.2.2 Précipitation :

Les précipitations sont abondantes, la totalité de la pluviométrie annuelle est de 600 mm. En hiver les précipitations sont importantes avec un maximum de 100 mm en janvier et en décembre et sont rares en été avec un minimum de 0 mm en juillet (Tableau. 01) (Chettibi, 2014).

Tableau 01. Moyenne des données météorologiques d'Annaba (1991-2012) (Station météorologique d'Annaba, 2012).

	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Juin	Jui	Août	Sep	Oct	Nov	Déc	Année
T min (°c)	7	7	8	10	13	16	19	20	18	15	11	8	12
T moy (°c)	11	12	13	15	18	21	24	25	23	20	15	12	17
T max (°c)	15	16	17	19	22	26	29	30	28	24	20	16	22
P (mm)	100	70	70	40	30	10	0	10	30	70	60	100	600

1.2.3. Humidité :

Le taux d'humidité est élevé l'hiver comme l'été, la moyenne maximale est de 93% en décembre et la moyenne minimale de 46,4% en juillet (**Chettibi, 2014**).

1.2.4. Les vents :

La direction dominante du vent est Nord-est Sud-ouest (**Chettibi, 2014**).

1.3. Synthèse climatique :

1.3.1. Climatogramme d'Emberger :

Le Q_2 pour la période de 1991-2012 est de 93,95. Le quotient d'Emberger (1952) situe Annaba dans l'étage bioclimatique sub-humide tempéré (Figure 03), (**Chettibi, 2014**).

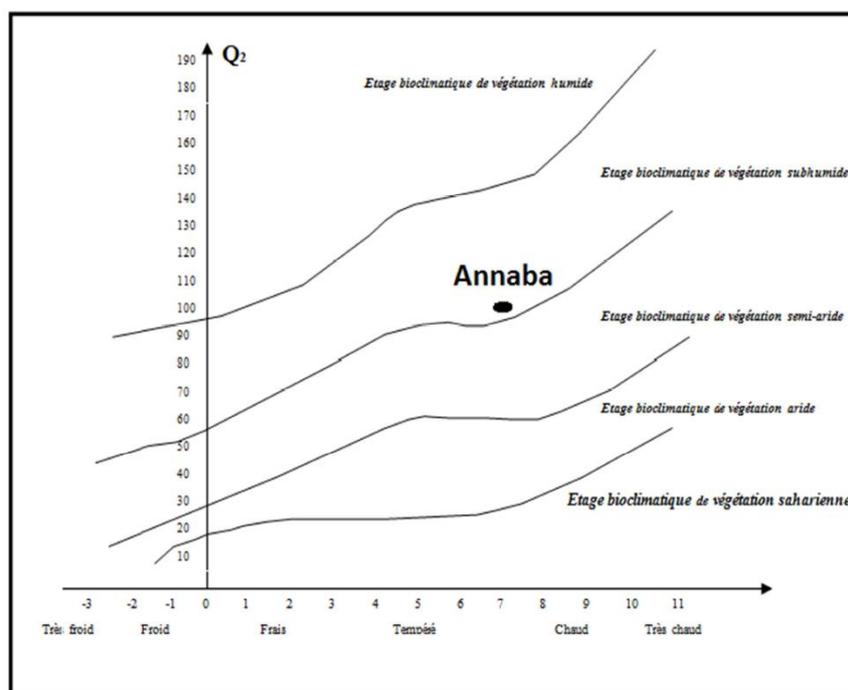


Figure 03. Position de la région d'Annaba dans le climatogramme d'Emberger (**Chettibi,2014**).

1.3.2. Diagramme pluviothermique de GAUSSEN :

Le diagramme pluviothermique de Gausсен (Figure 04) pour la période 1991-2012 montre que l'année est répartie en une saison sèche allant de mi-avril à mi-septembre et une saison humide le reste de l'année. (Chettibi, 2014).

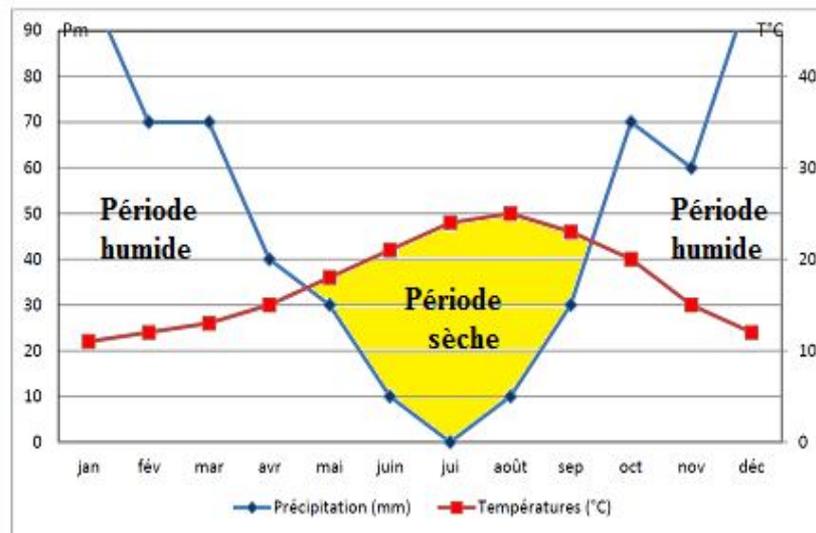


Figure 04. Diagramme pluviothermique de la région d'Annaba. (Chettibi, 2014).

1.4. Régime hydrique :

Boussedra est une dépression prédisposée à retenir les eaux d'origine pluviale, où la profondeur de l'eau peut atteindre 2 m en hiver grâce aux quantités importantes de pluies que reçoit la région, et les eaux usées issues des usines de production agroalimentaire et des lotissements situés autour.

La sortie d'eau se fait principalement par évapotranspiration, ainsi que par le pompage des eaux pour l'irrigation. La submersion était permanente pour 70% du plan d'eau, le reste qui représente les bords et quelques parcelles au centre où la profondeur n'excède pas 0.5m s'assèchent vers la fin du mois de juillet et s'émergent encore au début de la saison d'hivernage. (Aberkane, 2014).

1.5. Faune et flore :

1.5.1. Flore :

Le couvert végétal de la mare est constitué principalement de *Typha angustifolia*, *Scirpus lacustris* et *Scirpus maritimus*. Dans la partie sud de la mare on trouve une large bande de *Tamarix gallica*, qui est utilisé comme site de la nidification pour une colonie

mixte de hérons (environ 500 nids, de Héron garde-boeuf, Héron chevelu, Aigrette gazette et Héron bihoreau). (Chettibi, 2014).



Figure 05. Flore du marais (Photo prise par Benchabane et Merzoug le 22/03/2015).

1.5.2. Avifaune :

La mare Boussedra est le site d'hivernage et de reproduction privilégié de nombreuses espèces d'oiseaux d'eau dont certaines sont menacées ou en voie de disparition dans leurs aires de répartition.

Podiceps ruficollis, *P. cristatus*, *Ixobrychus minutus*, *Ardeola ralloides*, *Ardea ibis*, *Anas platyrhynchos*, *Aythya nyroca*, *Oxyura leucocephala*, *Gallinula chloropus*, *Porphyrio porphyrio*, *Fulica atra* et *Acrocephalus schoenobaenus* sont tous des espèces nicheuses à la mare Boussedra (Samraoui B & Samraoui F., 2008, Samraoui *et al.*, 2012). Voici un exemple de l'avifaune (Cigogne blanche, Foulque macroule). (Figure 06).



Figure 06. Oiseaux du Marais (Photo prise par Rouabhia; 2015).

Matériel et Méthodes

Pour contribuer à l'étude de l'évolution de la qualité bactériologique, physico-chimique et phytoplanctonique de l'eau de marais Boussedra, nous avons choisis deux points de prélèvement (Figure 07). Les prélèvements sont étalés sur une période de trois mois selon le tableau 02.

Tableau 02. Périodes de prélèvement.

Date de prélèvement	Station	Heure de prélèvement
22/02/2015	S1	09 h :00
	S2	09 h :45
22/03/2015	S1	08 h :30
	S2	09 h :00
19/04/2015	S1	09 h :00
	S2	09 h :30

On a choisis les deux sites de prélèvement, car le marais de Boussedra est entouré des habitants aux cotés Nord, Est et l'Ouest. Nos sites de prélèvement sont situés au Sud de la mare où se trouve une zone industrielle et chemin de fer ; donc il est exposé aux pollutions liées à l'activité humaine.

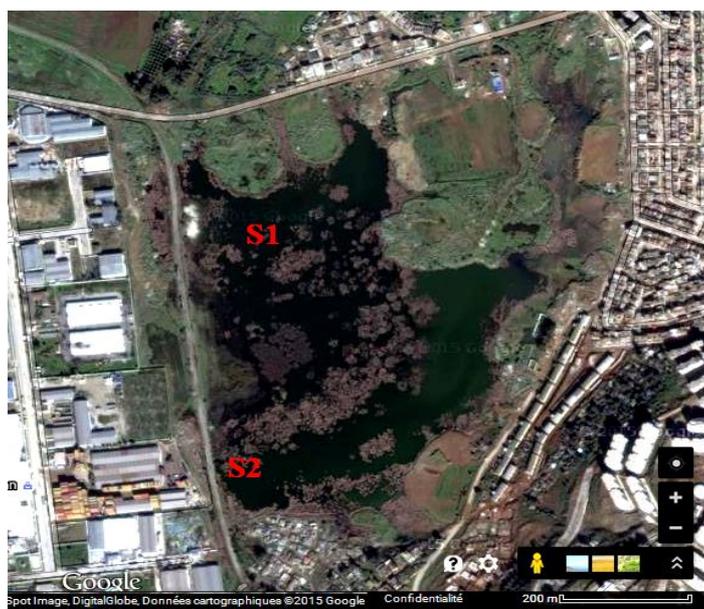


Figure 07. Localisation des points du prélèvement (Google earth, 2015. modifiée).



Figure 08. Présentation des points du prélèvement (Cliché de : Benchabane et Merzoug, 22/02/2015).

1. Analyse physico-chimique :

Pour chaque prélèvement d'échantillons, des mesures in situ sont effectuées afin de déterminer certaines caractéristiques de l'environnement des prélèvements comme la température, le pH, la conductivité, salinité, TDS. Ces paramètres sont très sensibles aux conditions de milieu, elles peuvent disparaître ou se modifier au cours du stockage et transport de l'échantillon au laboratoire. **(Rodier, 1996).**

1.1. La température:

Il est très 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 surtout des gaz, dans la dissociation des sels dissous donc sur la conductivité électrique et dans la détermination de pH. D'une façon générale, la température des eaux superficielles est influencée par la température de l'air et de leur origine. **(Leclerc, 1996).**

La mesure de la température est effectuée sur terrain, on utilise souvent dans ce but un thermomètre ou un multi paramètres. La lecture est faite après une immersion de 10 minutes. **(Rodier, 1996; Boukrouma, 2008).**

1.2. Le pH:

Le potentiel hydrogène, plus connu sous le nom de "pH" est la valeur qui détermine si une substance est acide, neutre ou de base, il est calculé à partir du nombre d'ions hydrogène présents. Le pH d'une solution aqueuse varie de 0 à 14, un pH de 7 signifie que la solution est neutre. Un pH inférieur à 7 indique que la solution est acide, et un pH supérieur à 7

indique que la solution est basique. Une solution est neutre lorsqu'il y a autant de H^+ que d' OH^- . (Rodier, 1996).

Le pH peut être déterminé par diverses méthodes d'analyses, telle qu'un multi paramètres qui nous permet de mesurer le pH et d'autres paramètres physicochimiques.

1.3. La conductivité électrique:

L'eau pure est peu conductrice du courant électrique car elle ne contient que très peu de particules chargées électriquement (ions), susceptibles de se déplacer dans un champ électrique. L'unité de conductivité est le micro-siemens par centimètre ($\mu S/cm$). La conductivité traduit la minéralisation totale de l'eau. Sa valeur varie en fonction de la température. (Rodier, 1996).

La conductivité est liée à la présence d'ions en solution. Elle augmente avec la température et la concentration en sels dissous. Pour la mesure de la conductivité, plonger la sonde dans le milieu à analyser, remuer avec soin et légèrement la sonde et attendre que la lecture se stabilise. Après utilisation, rincer les sondes à l'eau déminéralisée. (Agrigon, 2000).

1.4. La salinité:

La présence de sel dans l'eau modifie certaines propriétés (densité, compressibilité, point de congélation, température du maximum de densité). D'autres (viscosité, absorption de la lumière) ne sont pas influencées de manière significative. Enfin certaines sont essentiellement déterminées par la quantité de sel dans l'eau (conductivité, pression osmotique). (Merzoug, 2009).

1.5. Le taux des sels dissous (TDS):

La quantité des sels minéraux dissous influence la conductivité, la mesure qui permet de déterminer la quantité totale de sels minéraux dissous dans l'eau qu'est appelée le TDS. (Rodier, 1996).

2. Analyse bactériologique :

2.1. Prélèvement de l'eau :

Le prélèvement doit s'effectuer dans des conditions d'asepsie rigoureuse. Il faut utiliser de préférence des flacons en verre pyrex munis d'un large col et d'un bouchon à vis métallique. Les techniques de prélèvement sont variables en fonction du but recherché et de la nature de l'eau à analyser. Pour une eau de surface (eau superficielle), les flacons stériles sont prolongés à une distance qui varie de 25 à 30 cm de la surface assez loin des bords, ainsi que des obstacles naturels. Les flacons sont ouverts sous l'eau et sont remplis jusqu'au bord, ensuite le bouchon est également placé sous l'eau de telle façon qu'il n'y est aucune bulle d'air et qu'il ne soit pas éjecté au cours du transport. **(Rodier, 1996).**

2.2. Transport et conservation des échantillons :

Les flacons doivent être soigneusement étiquetés et transmis sans retard au laboratoire, il importe de procéder à l'analyse dans un délai très court, inférieur à 8 heures. En aucun cas l'analyse ne doit être effectuée lorsque le délai dépasse 24 heures. Si le transport doit dépasser une heure, il faut utiliser une boîte isotherme munie d'éléments réfrigérants. **(Guiraud, 1998).**

2.3. Méthodes d'analyse :

2.3.1. Recherche et dénombrement des germes revivifiants:

Cette méthode consiste à la recherche et le dénombrement des microorganismes revivifiants dans les eaux par comptage des colonies à 22°C et à 37°C.

◆ Mode Opératoire

A partir des dilutions décimales 10^{-1} , ..., 10^{-5} , porter aseptiquement 1 ml dans des boîtes de Pétri vides, numérotées et préparées à cet usage comme l'indique le schéma ci-après. (Figure.09).

Compléter ensuite avec environ 20 ml de gélose TGEA fondue puis refroidie à $45 \pm 2^\circ\text{C}$. Le temps qui s'écoule entre le moment où l'on a distribué l'inoculum dans la boîte et celui où le milieu est coulé ne doit pas excéder 15 minutes.

Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » sur une surface horizontale pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose.

Laisser solidifier les boîtes sur la pailleasse.

Les boîtes seront partagées en deux séries distinctes :

- La première série sera incubée à $22 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 68 ± 4 heures,
- La seconde série sera incubée à $36 \pm 2^\circ\text{C}$, pendant $44 \pm 4^\circ\text{C}$ heures.

◆ Lecture et interprétation

Les colonies de microorganismes revivifiables apparaissent en masse sous formes lenticulaires et bien distinctes. Retenir les boîtes contenant moins de 300 colonies, au niveau de deux dilutions successives. Il faut qu'une boîte renferme au moins 15 colonies.

Calculer ensuite la valeur du nombre **N** de microorganismes revivifiables à $22 \pm 2^\circ\text{C}$ à part et celle de microorganismes revivifiables à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ à part, en tant que moyenne pondérée, à l'aide de l'équation suivante :

$$N = \frac{\Sigma c}{1,1 \times d}$$

Où :

Σc : est la somme des colonies dénombrées sur deux boîtes de dilutions successives retenues.

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

Arrondir les résultats calculés à deux chiffres significatifs après la virgule.

Le résultat final de microorganismes revivifiables dénombrés à 22°C et à 37°C par ml d'eau est noté par un nombre compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par 10^x où x est la puissance appropriée de 10. (Labres *et al.*, 2008).

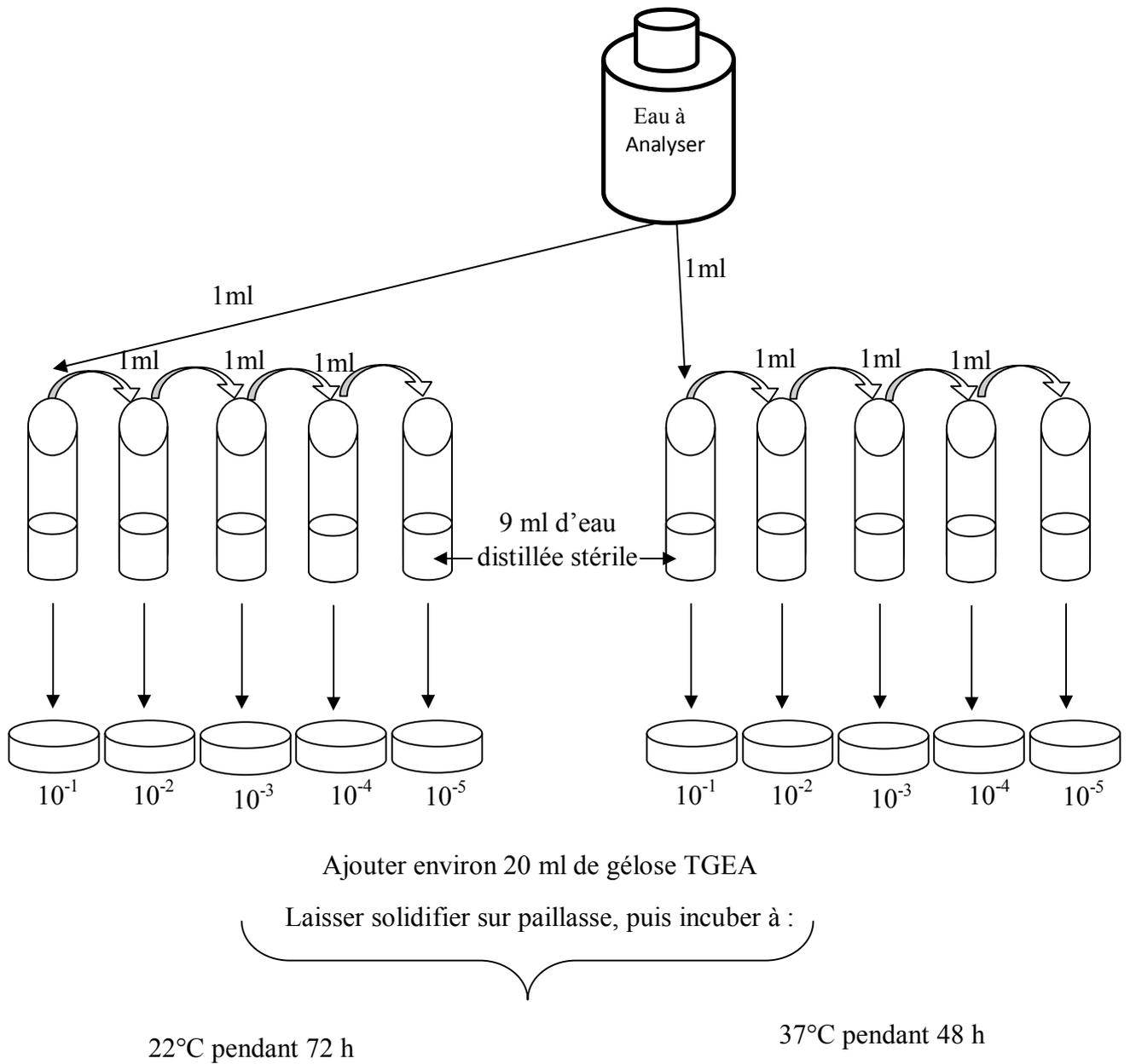


Figure 09. Dénombrement des micro-organismes revivifiables à 22 et à 37°C.

2.3.2. Recherche et dénombrement des spores des bactéries Anaérobies sulfite - réducteur (*Clostridium*).

Les anaérobies sulfite-réducteurs (ASR) se développent en 24 à 48 heures sur une gélose Viande Foie (VF) en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium (Na_2SO_3) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de Fe^{2+} donne FeS (sulfure de fer) de couleur noire (**Lebres, 2002**). Les *Clostridium* sulfite-réducteurs sont souvent considérées comme des témoins de pollution fécale ancienne (**Rodier et al., 2005**).

◆ Mode opératoire :

La recherche et le dénombrement des spores des ASR dans l'eau se fait par la méthode d'incorporation en gélose sur tubes profonds :

-Après l'homogénéisation, prendre environ 25ml d'eau à analyser dans un bécher stérile, qui sera par la suite soumis, à un chauffage de l'ordre de 80°C pendant 8 à 10 minutes au bain marie, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes.

-Après chauffage, laisser refroidir.

-Répartir ensuite le contenu de ce bécher, dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.

-Ajouter dans chacun d'eux environ 15 ml de gélose Viande Foie, fondue et refroidie à $45 \pm 1^\circ\text{C}$, additionnée d'une ampoule d'Alun de fer et d'une ampoule de Sulfite de sodium.

-Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant la formation des bulles d'air et en évitant l'introduction d'oxygène.

-Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 37° C, pendant 16 à 48 heures (**Lebres, 2002**).

◆ Lecture :

- La première lecture doit absolument être faite à 16 heures, la deuxième lecture se fait à 24 heures et la troisième et dernière à 48 heures.

-dénombrement sur les 04 tubes de culture, la totalité des colonies noires de 0,5 mm de diamètre, poussant en masse (**Rejsek, 2002**).

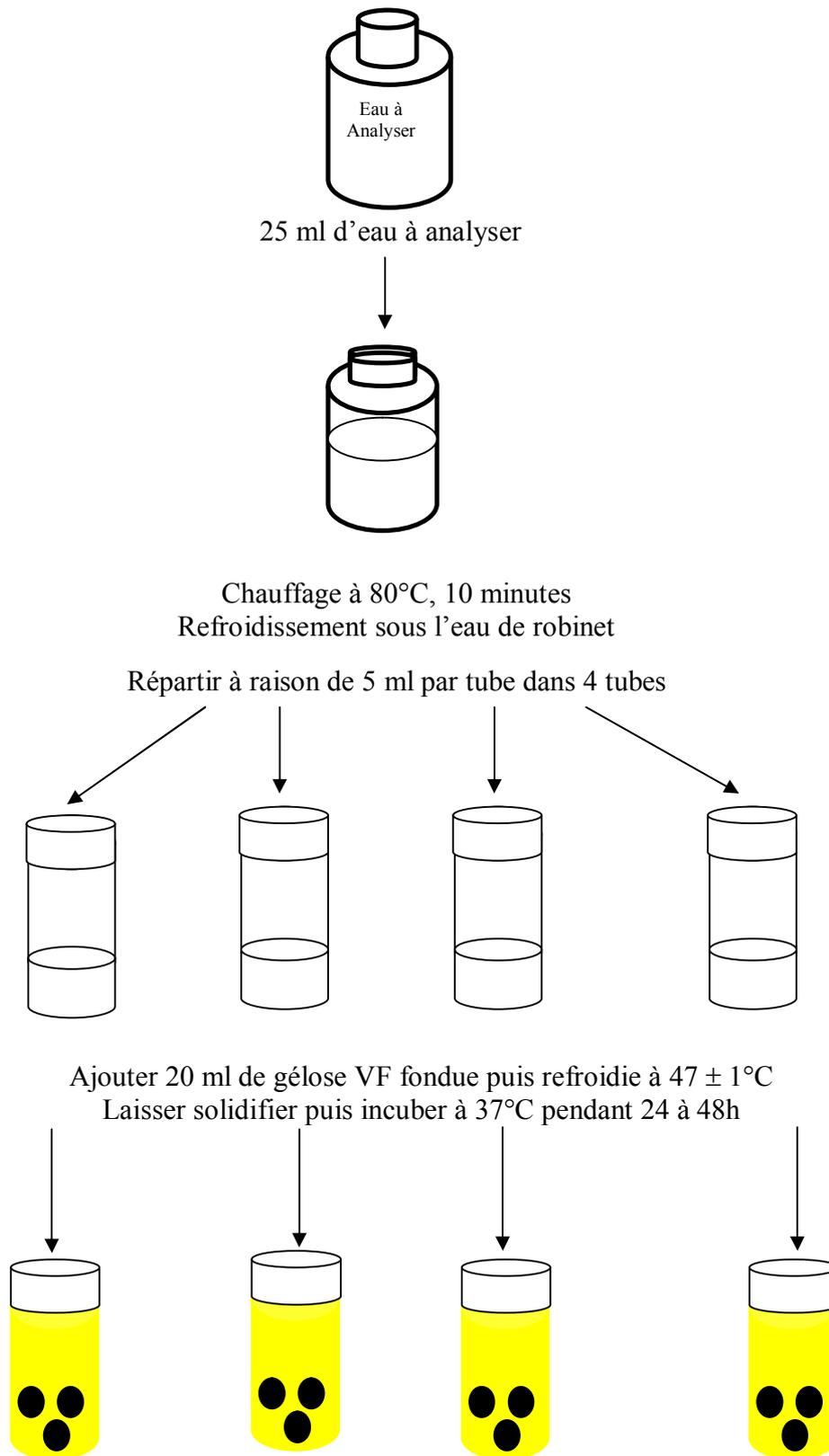


Figure 10. Recherche et dénombrement des spores des bactéries Anaérobies sulfito -réducteur (*Clostridium*).

2.3.3. Recherche et dénombrement des coliformes.

La recherche et le dénombrement des bactéries coliformes, coliformes thermo tolérants et des *Escherichia coli* dans les eaux, en milieu liquide par technique NPP, se fait en deux étapes consécutives :

- Le test de présomption : réservé à la recherche des coliformes.
- Le test de confirmation : réservé à la recherche des coliformes thermo tolérants et *Escherichia coli*.

a. Test de présomption :

◆ Mode opératoire :

Après avoir bien homogénéisé l'échantillon afin d'obtenir une répartition homogène des microorganismes, nous avons réalisé cinq dilutions décimales successives (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5}) avec trois répétitions par dilution. Les dilutions sont toujours effectuées dans des conditions aseptiques. **(Rejsek, 2002)**

- Nous prenons les tubes de BCPL (bouillon lactose au pourpre de bromocrésol, simple concentration) munis d'une cloche de Durham.
- Prélever 1ml d'eau à analyser à l'aide d'une pipette pasteur stérile et la porte dans le premier tube de la série contenant 9ml de BCPL, pour obtenir la dilution 10^{-1} .
- Nous prélevons 1ml de la dilution 1/10 précédente et l'ajouter à un tube contenant 9ml de BCPL, pour obtenir la dilution 10^{-2} .
- Transférer 1ml de la dilution 10^{-2} dans un tube contenant 9ml de BCPL, pour obtenir la dilution 10^{-3} .
- Refera la technique pour 2 autres tubes de BCPL afin d'obtenir 5 tubes de BCPL, et refaire pour 2 autres séries. **(Délarras, 2008)**.

◆ Lecture :

Seront considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- Un dégagement de gaz (supérieur au 1/10 de la hauteur de la cloche).
- Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (la fermentation du lactose se manifeste par la production d'acide entraînent le virage du bromocrésol pourpre au jaune).

- Noter le nombre de tubes positifs dans chaque série et déterminer le nombre caractéristique avoir le tableau de Mac grady (**Annexe**) pour déterminer le nombre de coliformes présent dans 100ml d'échantillon. (**Délaras, 2008**).

b. Test de confirmation :

Le test de confirmation est basé sur la recherche de coliformes thermo tolérant parmi lesquels on redoute surtout la présence d'*Escherichia coli*.

◆ **Mode opératoire :**

Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement des coliformes feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'un ose bouclé dans tube contenant le milieu Eau Peptonée Exempte d'Indole.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum. L'incubation se fait cette fois ci à 44°C pendant 24 heures.

◆ **Lecture :**

Seront considérés comme positifs, les tubes présentant :

- Un anneau rouge en surface, témoin de la production d'indole par *Escherichia coli* après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacks. (**Rejsek, 2002**).

2.3.4. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux :

La recherche et le dénombrement des streptocoques du groupe (D) dans les eaux, en milieu liquide par la technique du NPP, se fait aussi en deux étapes consécutives

- Le test de présomption : réservé à la recherche des streptocoques.
- Le test de confirmation : réservé à la confirmation réelle des streptocoques du groupe (D).

a. Test de présomption :

◆ Mode opératoire :

- A partir de l'eau à analyser, porter aseptiquement 1ml dans un tube contenant 9 ml de milieu Rothe S/C pour obtenir la dilution 10^{-1} .
- Prélèvement 1ml de tube précédent 10^{-1} et mettre dans le second tube Rothe pour avoir la dilution 10^{-2} .
- Transférer 1ml de la dilution 10^{-2} dans un tube contenant 9ml de milieu Rothe S/C, pour obtenir la dilution 10^{-3} .
- Refaire la technique 5 fois pour avoir 5 tubes de Rothe, et refaire 2 autres séries.
- L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures.

◆ Lecture :

Seront considérés comme positifs les tubes présentant un trouble microbien. (Rejsek, 2002 ; Délarras, 2008)

b. Test de confirmation :

◆ Mode opératoire :

Le test de confirmation est basé sur la confirmation des streptocoques du groupe (D) éventuellement présents dans le test de présomption.

Les tubes de Rothe trouvés positifs feront donc l'objet d'un repiquage à l'aide d'un ose bouclé dans tube contenant le milieu Eva-Litsky, bien mélangé le milieu et l'inoculum. L'incubation se fait cette fois-ci à 37°C, pendant 24 heures. (Délarras, 2008)

◆ Lecture :

Seront considérés comme positifs les tubes présentant à la fois : Un trouble microbien et une pastille violette (blanchâtre) au fond de tube. La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP. (Lebres, 2006)

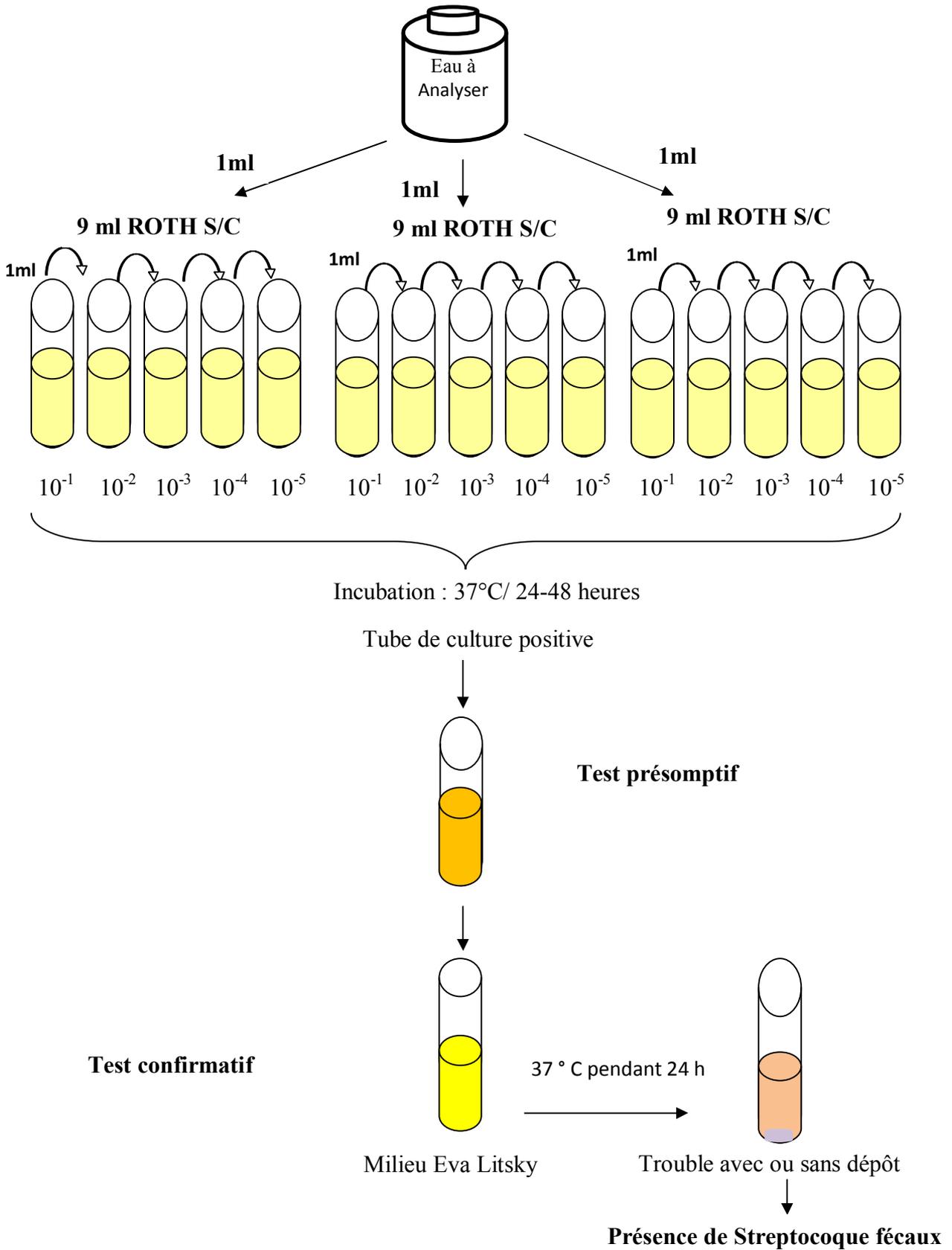


Figure12 : Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

2.3.5. Recherche des germes pathogènes.

Ces germes proviennent le plus souvent des côtes polluées par les égouts, les effluents et d'autres sources de pollution.

2.3.5.1. Les Salmonelles.

Elles appartiennent à la famille des Enterobacteriacées et sont des bâtonnets mobiles, Gram (-), aérobies et facultativement anaérobies. Elles fermentent le glucose, le maltose et le mannitol, avec production de gaz, mais elles ne fermentent pas le saccharose, réduisent le sulfite en sulfure et decarboxylent la lysine.

Les Salmonelles sont retrouvées dans les excréments de porteurs sains et malades d'animaux ou d'Hommes. Elles sont peut être la cause la plus fréquente d'infections des êtres humains par des organismes pathogènes à hôte animal (PNUE/OMS, 1977).

◆ Mode opératoire :

● Jour 1. Premier enrichissement :

Le premier enrichissement s'effectue sur le milieu de Sélénite - Cystéiné D/C réparti à raison de 100 ml par flacon.

Ce dernier sera doncensemencé à l'aide de 100 ml d'eau à analyser, puis incubé à 37°C pendant 18 à 24 heures, comme l'indique la figure 13

● Jour 2. Deuxième enrichissement et isolement :

Ce flacon fera l'objet :

- ↳ d'une part, d'un deuxième enrichissement sur milieu Sélénite en tubes à raison de 0,1 ml
- ↳ d'autre part, d'un isolement sur gélose Hektoén. L'incubation se fait donc à 37°C pendant 24 h.

◆ Lecture des boîtes et identification :

- ↳ D'une part, le tube de Sélénite fera l'objet d'un isolement,
- ↳ D'autre part, la boîte de gélose Hektoén subira une lecture en tenant compte du fait que les Salmonella se présentent le plus souvent sous forme de colonies de couleur gris bleu à centre noir.

- **Identification morphologique et biochimique :**

Les colonies obtenues feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- Ensemencement d'un tube de Kligler-Hagia ou TSI qui sera incubé à 37°C, 24 h (Lactose, Saccharose, Glucose, Gaz et H₂S). (Lebres, 2005)
- Identification biochimique par l'API20E.

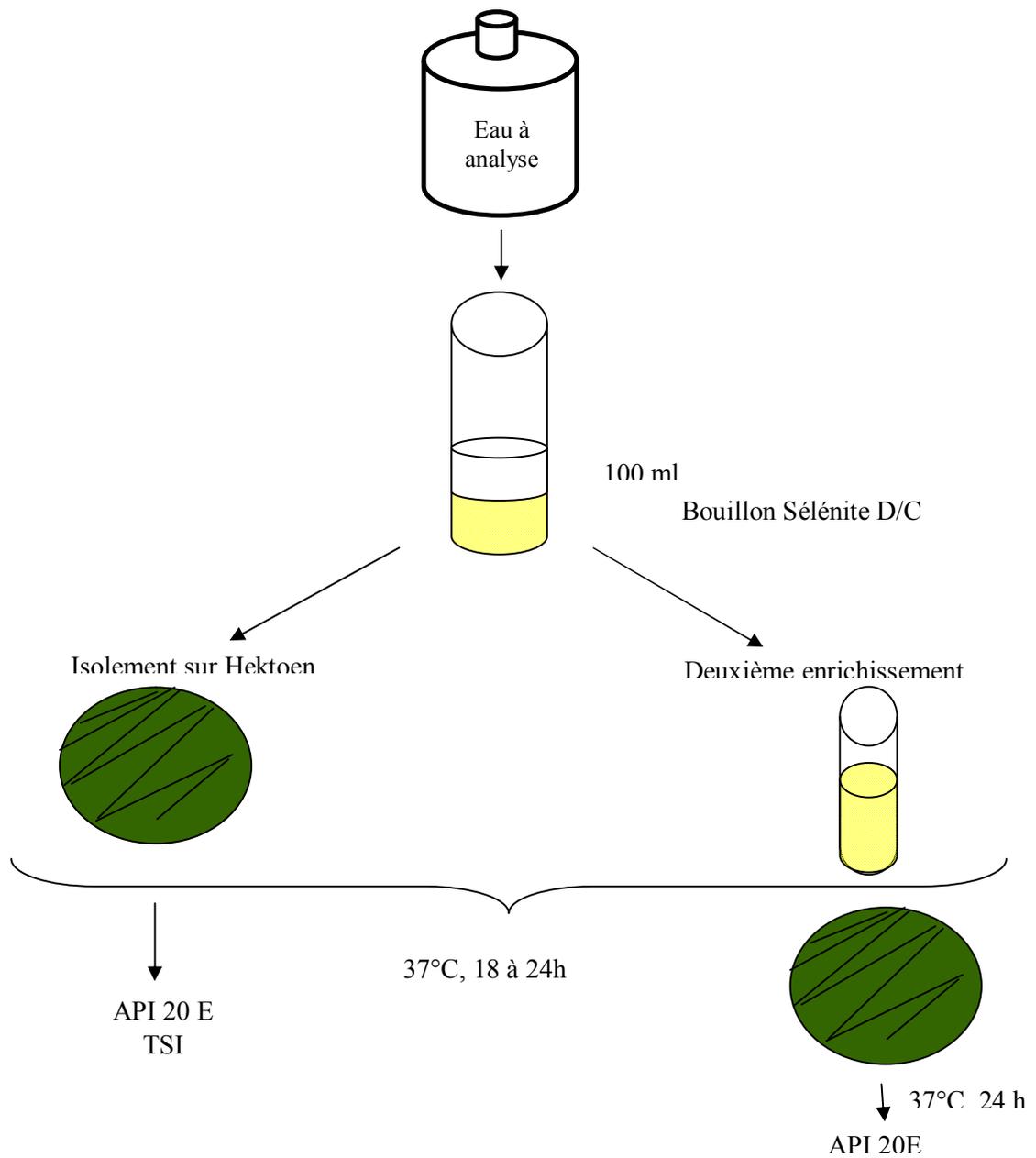


Figure13. Recherche des *Salmonelles*

2.3.5.2. Recherche des *Shigella* :

Les **Shigelles** (bactéries du genre *Shigella*), sont des *Enterobacteriaceae*, rencontrées exclusivement chez l'homme, elles ne font partie d'aucune flore commensale chez l'homme, elles sont toutes pathogènes et spécifiques du tube digestif (**Beriche et al., 1988**) , éliminées par les selles et dispersées dans les sols et les eaux où elles ne survivent que peu de temps. Morphologiquement ce sont des bacilles Gram négatifs, immobiles ; dépourvus de spores et de capsules très proches du *E coli*. (**Pechère et al., 1982; Carbonnelle, 1988**) .

Mode opératoire :

Pour chercher du *Shigella*, à partir de l'échantillon mère on prélève 0,1 ml et on l'étale sur la surface de gélose. L'incubation se fait à 37°C, pendant 24 à 48 heures. (**Abdellaoui et al., 2012**).

➤ Lecture des boîtes et identification :

Après l'incubation les colonies qui sont lactose négatif sur SS vont subir un repiquage, et après, une identification morphologie et biochimique qui se déroule comme suit :

- Examen microscopique : état frais et coloration de Gram (bacille Gram négatifs).
- Ensemencement : soit d'une galerie biochimique classique ou d'une galerie biochimique API 20 E. (**Labres, 2002**).

2.3.5. 3. Recherche des *Vibrio* :

➤ **Mode opératoire :**

• **Enrichissement**

Ajouté 1ml de l'eau à analyser dans un tube de 10 ml d'E.P.A. Incuber à 37°C pendant 3h. Prélever en surface et ensemercer un nouveau milieu d'enrichissement. Incuber à 37°C pendant 3h (fig.12).

• **Isolement**

Prélever de la surface du dernier milieu d'enrichissement et ensemercer une boîte de GNAB. Incuber à 37° C pendant 24 h. (Marchal, 1982).

Les colonies de *Vibrio* sont fines, blanches sur gélose GNAB. L'identification est faite comme suit :

- Etat frais.
- Coloration de Gram.
- Test oxydase.
- Une galerie biochimique API 20 NE.



Figure 14 : Schéma d'une agglutination des *Vibrio*. (1)

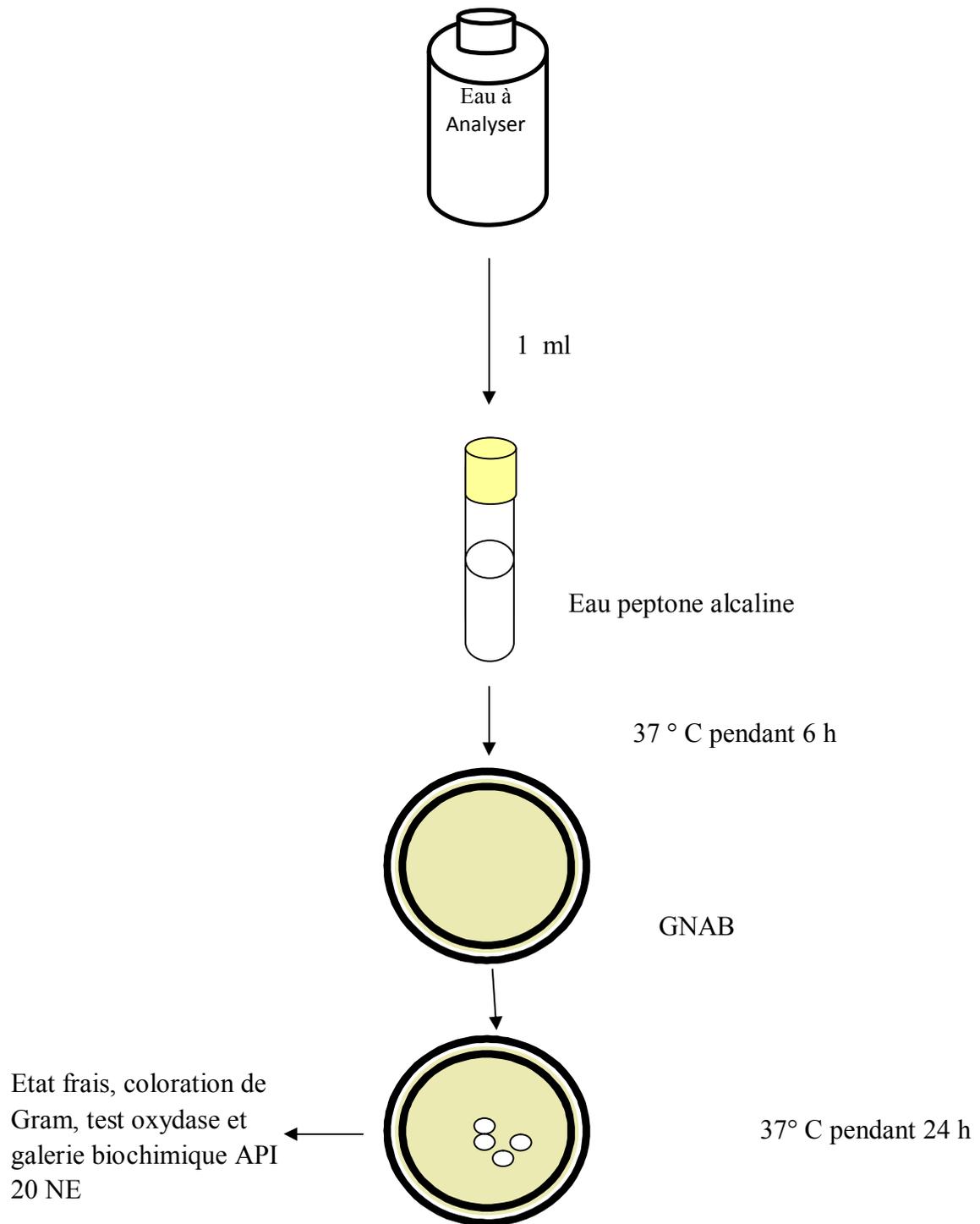


Figure 15 : Recherche des Vibrio.

2.3.5.4. Recherche des Staphylocoques :

Les *Staphylocoques* sont des cocci à Gram positif, très répandus dans la nature (air, eau, sol) et vivent souvent à l'état commensal sur la peau et les muqueuses des organismes humains et animaux. Le genre *Staphylococcus* est constitué de plusieurs espèces dont :

- *Staphylococcus aureus*.
- *Staphylococcus epidermidis*.
- *Staphylococcus saprophyticus*. (Délarras, 2008)

- **Mode opératoire :**

- a. Isolement**

Le milieu Chapman permet l'isolement sélectif de *Staphylococcus* sur la base d'une tolérance à une forte teneur en Na Cl, et la différenciation de l'espèce *Staphylococcus aureus* par la mise en évidence de la dégradation du mannitol et l'élaboration fréquente d'un pigment (Marchal, 1982). Ensemencer une boîte de milieu Chapman. Incuber à 37° C pendant 24 h.

- **Résultat :**

➤ Les colonies mannitol⁺ : sont entourées d'une auréole jaune.

Le milieu Chapman permet seulement une orientation pour l'identification de l'espèce *Staphylococcus aureus* mais des tests de confirmation est obligatoire.

- b. Identification**

- **Test catalase**

Une goutte d'eau oxygénée plus une colonie prélevée du milieu Chapman déposer sur une lame et le dégagement immédiat de bulles gazeuses ce traduit par la présence d'une catalase (Marchal, 1982).



- **Test Staphylocoagulase**

A partir des colonies suspectes (*Staphylococcus aureus*) sur milieu Chapman ensemencer un bouillon cœur-cerveau et incubé à 37°C pendant 18h. Puis mélanger dans un tube stérile 0,5ml du plasma de lapins oxalatés est incubés à 37° C pendant 24 h (Délarras, 2008). (Fig.16)

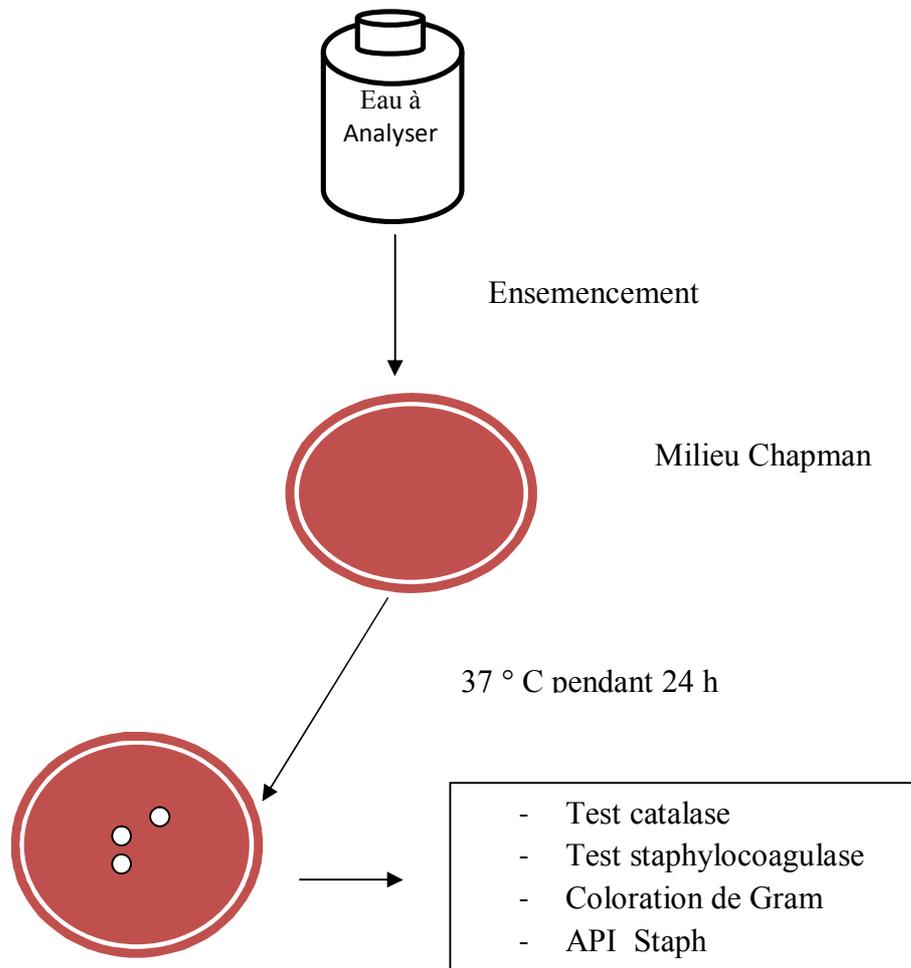


Figure 16 : Recherche et identification des Staphylocoques pathogènes (*S. aureus*).

2.3.5.5. Recherche de *Pseudomonas aeruginosa* :

On entend par *Pseudomonas aeruginosa*, une bactérie qui se présente sous forme de bacille à Gram négatif possédant l'enzyme oxydase et capable de produire de l'ammoniac à partir de l'acétamide.

Pseudomonas aeruginosa, est également une bactérie hautement pathogène et résistante aux plusieurs antibiotiques. C'est une bactérie lactose négative. (Pechère et al., 1982; Pilet, 1987; Labres et al., 2008).

➤ Isolement

L'isolement se fait par ensemencement d'un volume d'eau à analyser sur milieu sélectif King A et King B. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures. (Rouaiguia, 2010).

➤ Confirmation

Deux examens microscopiques sont effectués : l'examen direct entre lame et lamelle et la coloration de Gram.

- Recherche de la pyocyanine : pigment bleu caractéristique de *Pseudomonas aeruginosa* responsable de la teinte bleue intense des milieux de culture : sa production est favorisée sur milieu de King A.
- Recherche de la pyoverdine : présente une teinte vert fluorescent est souvent masquée par la pyocyanine, sa production est maximale sur milieu de King B. (Labres et al., 2008).

Examen liés aux caractères biochimiques :

◆ API 20 E

Destiné pour la famille des Enterobactériacées la galerie API 20E comporte 20 microtubes contenant des substrats sous forme déshydratée. Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification. (2).

◆ API Staph

La galerie API Staph comporte 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les microtubes sont inoculés avec une suspension bactérienne réalisée en API Staph

Medium qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification. **(3)**.

◆ **API 20 NE**

La galerie API 20 NE se compose d'une galerie constituée de 20 microtubes contenant milieux et substrats sous forme déshydratée. Les tests conventionnels sont inoculés avec une suspension bactérienne saline qui reconstitue les milieux. Les réactions produites durant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. Les tests d'assimilation sont inoculés avec un milieu minimum et les bactéries cultivent seulement si elles sont capables d'utiliser le substrat correspondant. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification. **(4)**.

◆ **La galerie classique :**

➤ **L'utilisation de citrate de Simmons :**

Ce milieu est un exemple de milieu synthétique. L'ensemencement réalisée à l'aide d'une suspension de la culture solide (gélose Mac Conkey ou gélose nutritive), ensemencer en ligne centrale sur le milieu de Simmons et incuber à 37°C.

Virage de l'indicateur de pH au milieu : il y a eu alcalinisation du milieu et la souche est citrate de Simmons (+).

➤ **Le mannitol mobilité :**

Est un milieu permet l'étude de la dégradation de mannitol qui est un produit de dégradation du mannose. L'ensemencement par piqûre centrale à l'aide d'un fil droit, et incuber à 24 h à T° optimale. Ce milieu est utilisable uniquement pour la bactérie fermentative.

- Virage de milieu au jaune : mannitol (+).

Milieu rouge : mannitol (-). **(Sayad, 2008)**

➤ **Utilisation des hydrates de carbone :**

Le milieu triple Sagar iron. (TSI) est utilisé pour l'identification rapide des entérobactéries, et permet de mettre en évidence la fermentation de saccharose, de glucose (avec ou sans production de gaz) et plus précisément du lactose ; la production d'hydrogène sulfureux (H_2S) à partir de la cystéine. L'ensemencement de milieu s'effectue par stries au surface tout le long de la pente, puis par piqure centrale au niveau de culot. L'incubation se fait à $37^\circ C$ pendant 24 heures. (Sayad, 2008).

➤ **Test de l'indole :**

L'indole est le métabolite terminal de la dégradation du tryptophane présent initialement dans le milieu. Seules les bactéries indologues permettent cette dégradation jusqu'à la formation de l'indole.

- Nous ensemencions un tube d'eau peptonée d'indole. Après 24 h d'incubation à $37^\circ C$, nous ajoutons quelques gouttes de réactif de Kovacks.
- La lecture est immédiate :
 - Réaction indole positive : anneau rouge ou rose.
 - Réaction indole négative : anneau brunâtre.

➤ **Teste de réduction du nitrate :**

Le milieu bouillon nitraté permet de rechercher la réduction des nitrates en nitrites (NO_3^-) en (NO_2^-). Plus la fermentation du fructose. Nous avons ensemencé le bouillon nitraté et incubé à $37^\circ C$ pendant 24 heures. Après incubation nous ajoutons deux gouttes du réactif nitrate réductase 1.

- Si le milieu devient rose ou rouge, la réaction est dite nitrate réductase positive.
- Si le milieu reste incolore, dans ce cas on a deux événements :
 - Ou bien les nitrates ont d'abord été réduits en nitrites mais la réduction s'est poursuivie.

- Ou bien les nitrates n'ont pas été réduits en nitrites et se trouvent donc dans le bouillon nitrate.

Dans ce dernier cas, nous provoquons la réduction chimique en ajoutant de la poudre de Zinc, et la couleur apparaîtra, la bactérie est dite nitrate réductase négative.

➤ **Recherche de l'acétone :**

Le milieu Clark et Lubs permet l'étude de la voie de fermentation du glucose l'ensemencement se fait largement et l'incubation se fait à une température optimale pendant 24 heures.

• **Test VP (Voges-Proskauer) :**

- Ajouter 10 gouttes d'alpha naphthol et le même volume de coude concentré (ou de potasse)
- Incliner le tube pour permettre une bonne oxygénation et attendre quelque minute à une heure. Lorsque le milieu devient rouge le VP(+), ou bien devient jaune VP(-).

• **Test RM (Rouge de Méthyle) :**

- Ajouter 2 à 3 gouttes de méthyle.
- La lecture est immédiate. Les résultats sont comme suit : teinte rouge : RM (+), teinte jaune : RM (-). (Sayad, 2008).

➤ **Mise en évidence de l'uréase :**

La recherche de l'uréase consiste à constater l'alcalinisation d'un contenant de l'urée d'où l'utilisation du milieu urée indole.

- Nous réalisons à partir d'une culture Hektoen une suspension aussi dense des bactéries à étudier dans 0.5 ml de milieu urée-indole. Nous incubons à 37°C pendant 12 à 18 heures.
- Uréase positive : virage de l'inducteur du jaune au rouge violacé au rose rouge.
- Uréase négative : pas de changement de coloration ou virage au jaune citron.

➤ Recherche de l'oxydase :

Nous entendons par l'oxydase par l'oxydase (Enzyme intervenant dans divers couples d'oxydoréduction), la recherche de phénylène-diamine-oxydase.

- Un disque pré-imprégné de réactif est placé sur une lame et est imbibé à l'aide d'une goutte d'eau physiologique. Une parcelle de culture est déposée sur le disque.
- La présence d'oxydase se manifeste par une coloration violette : les bactéries sont oxydase positive.
- Pas de modification de la couleur du disque : les bactéries sont oxydase négatives.

3. Analyse phytoplanktonique :

Les prélèvements sont réalisés in situ mensuellement, durant une période de 3 mois s'étalant du mois de Février à Avril 2015, à une distance au delà de 30 cm de la surface de la colonne d'eau, assez loin des rives ou des bords (**Rodier et al ., 1996**). Au niveau de chaque station une bouteille d'une capacité d'un litre et demi, destinée au dénombrement et l'identification du phytoplancton.

Un volume de Lugol concentré est ajoutée aux échantillons, afin de fixer les structures phytoplanktoniques contenues dans l'échantillon (**Druart et al ., 2005**).

Le volume de ce fixateur doit être suffisant pour donner à l'échantillon une légère coloration brune « Thé claire » (**Bourrelly, 1966; Throndsen, 1978**).

Dès que l'échantillon est prélevé, la bouteille est munie d'une étiquette sur laquelle sont notés la date, le nom de la station, puis transporter à l'obscurité, ce qui permet d'assurer une conservation satisfaisante (**Rodier et al ., 1996**).

Un sous échantillonnage de 25 ml a été réalisé après agitation et homogénéisation, on la laisse se sédimenter dans une éprouvette graduée pendant 24 h, on garde que 5ml se trouvent en bas et qui présente le sous échantillon, et on se débarrasse du reste, et à partir de cette petite quantité on fait notre analyse quantitative et qualitative en même temps selon La méthode de comptage d'**UTERMÖHL (1958)**.

3.1. Analyse qualitative et quantitative :

Dans un premier temps les échantillons destinés à la détermination des espèces sont analysés comme suite :

Après le dépôt des espèces formolées ou lugolées au fond du flacon, un volume de l'eau (20 μ l) est prélevé au fond à l'aide d'une micropipette après homogénéisation. cette eau est déposée entre lame et lamelle, luter la lamelle avec du vernis et observée au microscopes optiques Olympus et Zeiss à l'objectif à immersion (x100) suivant un parcours horizontale sur toute la longueur de la lamelle, cette opération est répétée 3 fois en se décalant nettement sur hauteur de la lamelle, d'environ un champ de microscope, afin d'éviter tout chevauchement.

3.1.1. Identification des espèces :

L'identification des taxons est basée sur l'observation des caractères morphologiques (formes, taille, couleur....) anatomique (disposition des chloroplastes, flagelles...) et à l'aide des clés de détermination (**Fott, 1969 ; Bourelly, 1966 ; 1970 ; 1972 ; Pestalozzi et al., 1983 ; John et al., 2001**). (La détermination taxonomique des diatomées a été faite grâce aux travaux d'abord de Sournia (1968), puis de Compere (1991) et de Krammer et Lange-Bertalot (1986-2000).

3.1.2. 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**).

3.1.3. 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 de nombre de peuplement phytoplanctonique est fait en même temps que l'identification, avec des balayages de toute la surface de la lamelle.

Résultats et discussion

1. Résultats de l'analyse physico-chimique :

1.1. La température:

La température est une mesure momentanée, en fonction de l'heure et du lieu de prélèvement. La température de l'eau est un facteur écologique qui entraîne d'importantes répercussions écologiques. (Boudraa *et al.*, 2011).

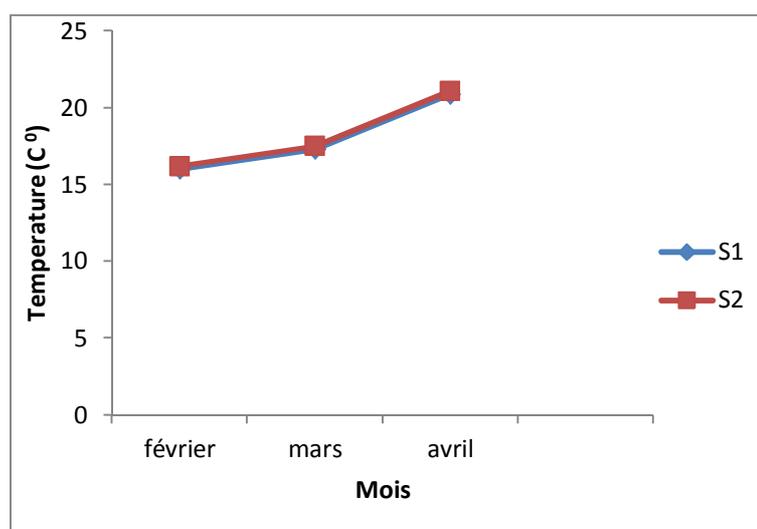


Figure 17 : Variations de la température

D'après nos résultats, la température globalement comprise entre 16°C et 21.1°C. On observe une augmentation de la température des trois mois (février, mars et avril 2015) (fig.17). D'une façon générale elle est de qualité bonne en comparant avec les normes de la Grille d'appréciation de la qualité de l'eau de surface.

1.2. Le pH :

Le pH représente le degré d'acidité ou d'alcalinité du milieu aquatique. Le pH des écosystèmes aquatiques est utilisé comme paramètre substitut pour représenter les relations complexes entre la chimie de l'eau et les effets biologiques. (Benlatrech et Benslimen., 2002).

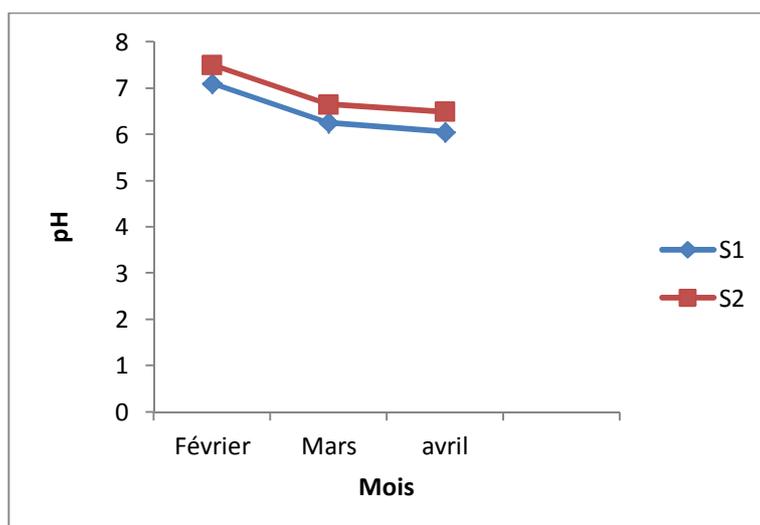


Figure 18: Variations du pH

Toutes les stations ont des valeurs du pH qui oscillent aux alentours de la neutralité (fig.17), entre 6.05 la valeur minimale notée pour la station1 pendant le mois d'Avril et une valeur maximale de 7.5 enregistrée à la station2 pendant le mois de Février.

1.3. La conductivité électrique:

La mesure de la conductivité permet d'évaluer rapidement mais très approximativement la minéralisation globale de l'eau et d'en suivre l'évolution. D'une façon générale, la conductivité s'élève progressivement de l'amont vers l'aval des cours d'eau (Rodier *et al.*, 2009).

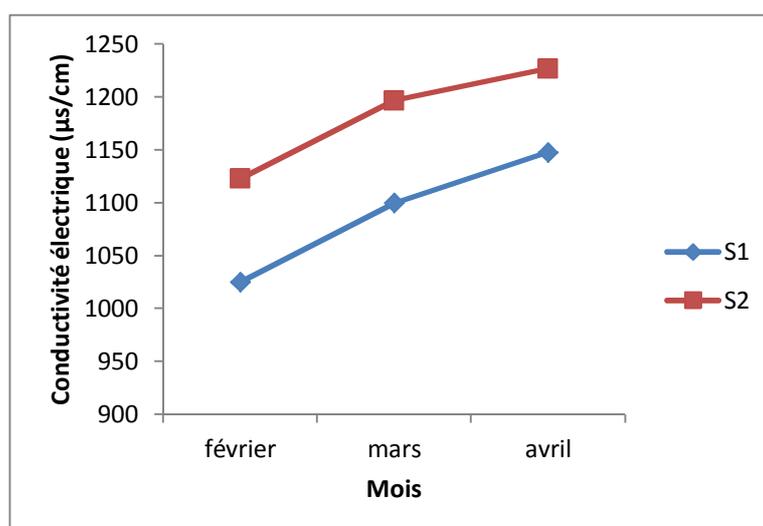


Figure 19 : Variations de la conductivité électrique

La variation de la conductivité électrique (fig.19) est différente entre les deux stations dans les trois mois de notre étude. Elle comprise entre 1025 $\mu\text{s}/\text{cm}$ et 1148 $\mu\text{s}/\text{cm}$ au niveau de la première station et elle varie entre 1123 $\mu\text{s}/\text{cm}$ et 1227 $\mu\text{s}/\text{cm}$ au niveau de la station 2.Ces valeurs représentent une eau de qualité médiocre et une eau utilisable avec une minéralisation élevée dont l'origine principale est les rejets industriels.

1.4.La salinité:

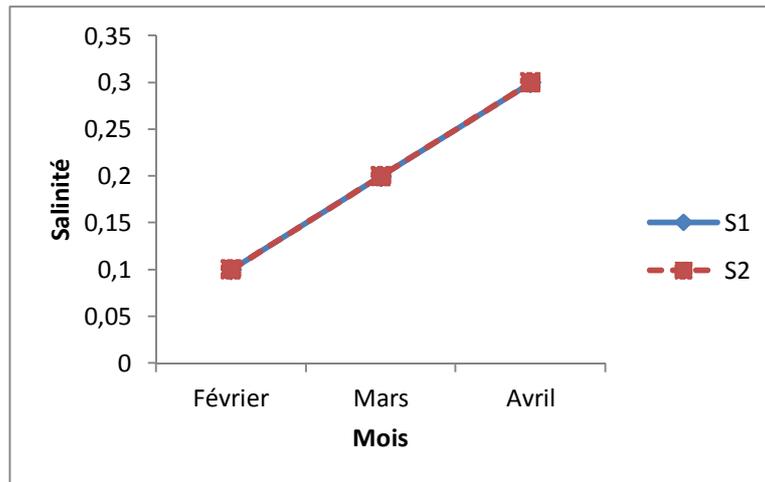


Figure 20: Variations de la Salinité.

Les valeurs enregistrées pour la salinité au niveau des deux stations sont homogènes et peuvent être considérées comme normales (fig.20). Elle se varie entre 0,1 jusqu'à 0.3.Les résultats de la salinité confirment celles de la conductivité. Des valeurs très faibles enregistrées au mois de Février tandis que les valeurs élevées enregistrées au mois d'Avril.

1.5.Le TDS :

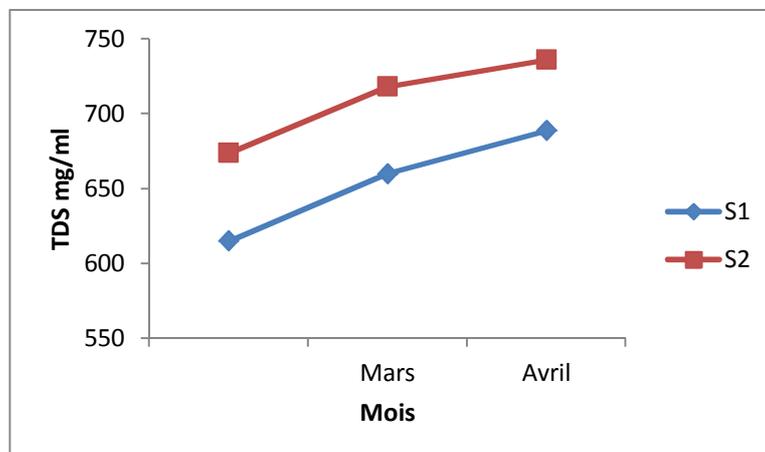


Figure 21 : Variations de la TDS

Les teneurs en sels dissous de l'eau peuvent être mesurées et exprimées de différentes manières selon la période de prélèvement. (Rodier, 1996).

D'une manière générale, les teneurs de sels dissous varient en fonction des saisons de la même manière que la conductivité électrique.(Merzoug,2009)(Fig. 21).

Les taux des TDS mesurés durant la période de notre étude affichent des valeurs variant entre 615 mg/ml et 688.8 mg/ml au niveau de station 1 et 673.8 mg/ml et 736.2 mg/ml au niveau de la station 2, ce qui prouve qu'une minéralisation continue de ces milieux.

2. Résultats de l'analyse bactériologique :

Les résultats de l'analyse bactériologique des échantillons d'eau prélevée et que nous avons obtenues sont présentés sous forme des tableaux et des diagrammes exprimant les différentes variations de tous les paramètres étudiés.

2.1. Résultats de la recherche et du dénombrement des microorganismes révivifiables

La recherche des micro-organismes aérobies non pathogènes dits "revivifiables" permet de dénombrer les bactéries se développant dans des conditions habituelles de culture et représentant la teneur moyenne en bactéries d'une ressource naturelle. Ces germes n'ont pas d'effets directs sur la santé mais sous certaines conditions, ils peuvent générer des problèmes.

Ce sont des indicateurs qui révèlent la présence possible d'une contamination bactériologique (Abdellioui *et al.*, 2012).

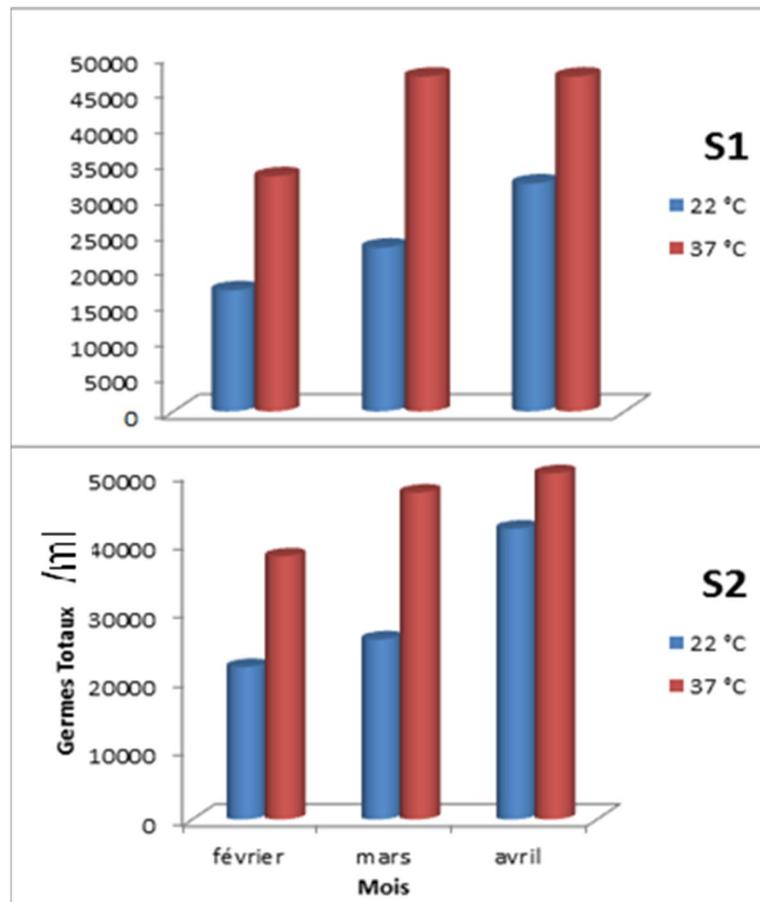


Figure 22 : Evolution du nombre de microorganismes révivifiables

Les résultats de la recherche et le dénombrement des germes totaux des eaux de marais Boussedra durant les mois de février, mars et avril sont représentés dans la figure22. Les résultats de dénombrement de microorganismes révivifiables à 37°C sont plus élevés par rapport aux celles dénombrés à 22°C au niveau des trois mois.

2.2. Résultats de la recherche des spores du *Clostridium* Sulfito-réducteurs :

La couleur noire des spores des clostridies Sulfito-réductrices (halo noir) résulte de la réduction du sulfite. La présence de ces spores n'est pas la preuve absolue d'une contamination fécale ancienne, car les clostridies peuvent aussi avoir une origine tellurique. Les genres sulfito-réducteurs *Clostridium sp.* Responsables de botulisme et de tétanos.



Figure23 : Photo présente le résultat des Spores Anaérobies Sulfito-réducteurs

La présence des Clostridium Sulfito-réducteurs (ASR) dans toutes les stations pendant les trois mois de notre étude se sont indénombrables, témoignent d'une contamination fécale ancienne.

2.3. Résultats de la recherche et du dénombrement des Coliformes :

2.3.1. Coliformes totaux :

La recherche des coliformes est primordiale du fait qu'un grand nombre d'entre eux vivent en abondance sur les matières fécales des animaux à sang chaud et de ce fait constituent des indicateurs de première importance (Duffour, 1977).

Les figures 24 ,25 illustre des observations communes entre les coliformes totaux (CT) et fécaux (CF), où les deux stations représentent des valeurs qui sont supérieures aux normes admissibles ces valeurs représentent une qualité mauvaise, avec des valeurs maximales enregistrées à la station 2 au mois d'Avril (24×10^4 CT/100ml et 30×10^3 CF/100ml).

La variation du nombre des bactéries dans les différentes stations de prélèvements situés sur le marais Bousedra sont illustrés dans la Figure suivante :

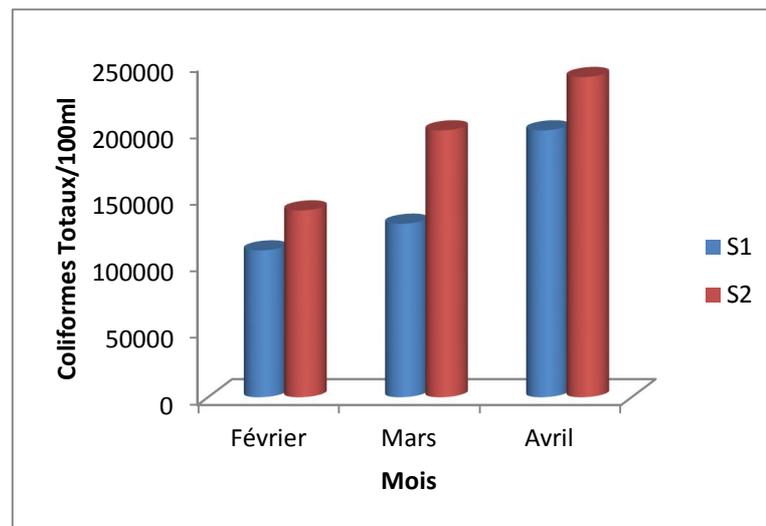


Figure 24: Evolution du nombre de coliformes totaux

2.3.2. Coliformes fécaux :

Pour ce qui est coliformes, les dénombrements restent élevés et c'est toujours la station 2 qui renferme les nombres les plus importants en raison de son voisinage avec l'égout du village et les rejets des industries les plus proches du marais de Bousedra.

Les coliformes fécaux qui indiquent une contamination fécale due à la fréquentation du marais par les animaux, elles présentent des valeurs inférieures à celle des coliformes totaux.

Escherichia coli est le type de coliforme d'habitat fécal exclusif, sa recherche est donc extrêmement importante. L'évolution du nombre de coliformes fécaux dans les eaux de marais Bousedra est présentée dans (fig.25).

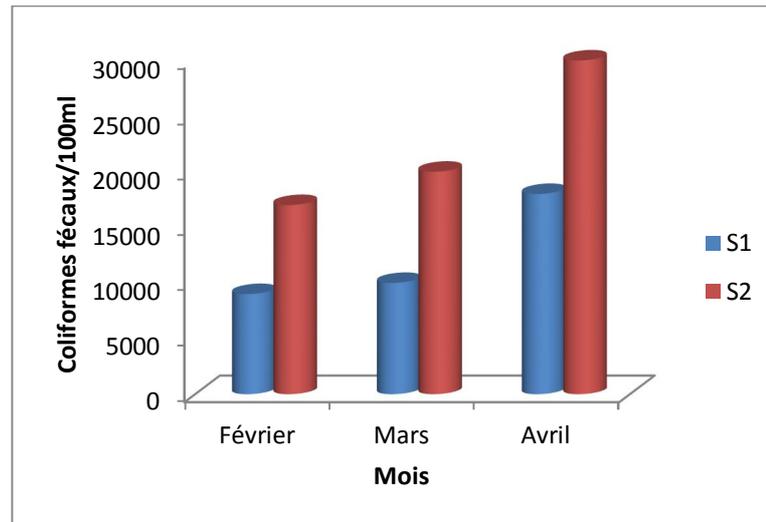


Figure 25 : Evolution du nombre de coliformes fécaux

2.4. Résultats de la recherche et du dénombrement des Streptocoques fécaux :

Les streptocoques fécaux sont des excellents indicateurs de contaminations récentes par la matière fécale des animaux (Rodier et al., 2009). Les résultats de dénombrement de ces derniers sont présentés dans la Figure 26. Ils montrent que toujours la deuxième station présente des taux plus élevés que celles de la première station.

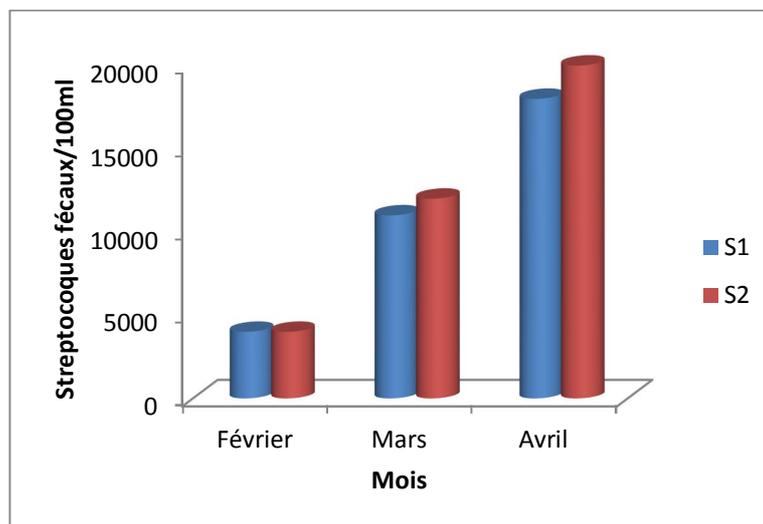


Figure 26 : Evolution du nombre des Streptocoques fécaux.

2.5. Origine de la contamination fécale :

L'origine de la pollution fécale est reliée au rapport quantitatif des coliformes fécaux sur les streptocoques fécaux (CF/SF). Lorsque ce rapport est supérieur à 4 (Tableau 03), la pollution est essentiellement humaine (rejet des eaux usées) (**BORREGO et ROMERO, 1982**). Lorsqu'il est inférieur à 0,7, l'origine animale, notamment le bétail et en particulier les moutons, semble jouer un rôle prédominant dans la contamination de l'eau (**GELDREICH, 1976**).

On peut classer nos résultats dans le tableau suivant :

Tableau 03: Résultat présenté l'origine de la contamination fécale

Mois	S1	S2
Février	2,25 (Mixte à prédominance humaine)	4,25 (Source exclusivement humaine)
Mars	0,90 (Mixte à prédominance animale)	1,66 (Origine incertaine)
Avril	10 (Source exclusivement humaine)	1,5 (Origine incertaine)

2.6. Recherche des germes pathogènes :

La recherche de germes pathogènes a été effectuée sur plusieurs milieux de culture. De plus pour la recherche de certains germes; (Les staphylocoques, les entérobactéries, et autres), on a utilisé plusieurs milieux et tests biochimiques. Les résultats obtenus sont résumés dans les tableaux suivants.

2.6.1. Résultats du profil biochimique des Staphylocoques :

Les résultats des différents tests effectués sur les Staphylocoques sont représentés dans le Tableau 04.

Tableau 04: Résultats du profil biochimique des Staphylococcus.

Caractères	Colonies	
Catalase	+	+
Mannitol	+	+
Coagulase	-	+
Nom d'espèce	<i>S. Saprophyticus</i>	<i>S. auricularis</i>

2.6.2. Caractères morphologiques et coloration de Gram :

Lorsque nous ensemençons une bactérie sur une gélose, elle n'est pas visible. Toutefois, elle se divise à un rythme assez important pour former une colonie, qui est visible à l'œil nu. Chacune de ces colonies est formée par des millions bactéries identiques et cette colonie possède des caractéristiques propres à l'espèce bactérienne (**Boudraa et al., 2011**). Voici les critères qui permettent de caractériser une colonie (**Tab. 05**).

Toutefois, plusieurs espèces bactériennes font des colonies qui se ressemblent d'où la nécessité de réaliser une observation microscopique.

Tableau 05 : Aspect macroscopique et microscopique des colonies.

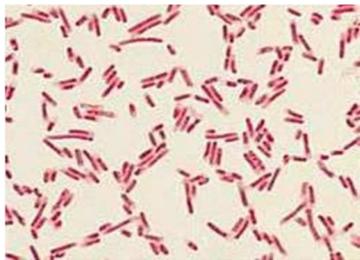
Culture	Observation macroscopique des colonies	Observation microscopique des colonies
<p>Mac-Conkey</p>	 <p>Figure 27 : Aspect des colonies sur Mac-Conkey. - Colonies lisses à contours régulier. - Couleur beige à transparentes</p>	 <p>Figure 28 : Aspect microscopique à partir d'une culture sur Mac-Conkey -Bacilles isolés Gram négatif</p>

Tableau 05 : Aspect macroscopique et microscopique des colonies (Suite)

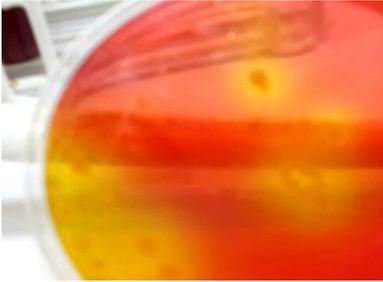
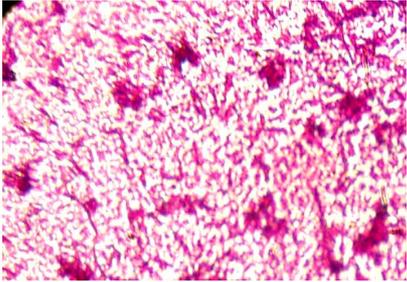
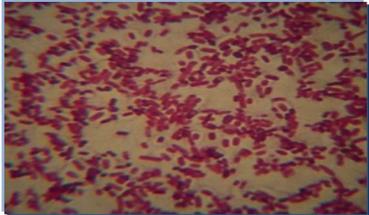
<p>Chapman</p>	 <p>Figure 29 : Aspect des colonies sur Chapman.</p> <ul style="list-style-type: none"> - Colonies plates, petite taille, lisse et pigmenté en jaune. 	 <p>Figure 30 : Aspect microscopique à partir d'une culture sur Chapman.</p> <ul style="list-style-type: none"> -Cocci en grappe de raisin -Gram positif.
<p>GNAB</p>	 <p>Figure31: Résultat négatif sur GNAB (pour les vibrio)</p>	<p>Culture négatif (pour les vibrio)</p>
<p>Héktoèn</p>	 <p>Figure 32: Aspect des colonies sur Hektoen</p> <ul style="list-style-type: none"> -Colonies de petite taille à contour régulier, pigmenté en bleu-vert. -pigmenté en jaune aussi. 	 <p>Figure 33: Aspect Aspect microscopique à partir d'une culture sur Hektoen.</p> <ul style="list-style-type: none"> -Bacille isolé et cocobacille. - Gram négatif

Tableau 05 :Aspect macroscopique et microscopique des colonies (Suite)

<p>King A King B</p>	<p>Résultat négatif</p>  <p>Figure 34:Résultat négatif sur King A King B</p>	<p>Culture négatif</p>
<p>SS</p>	<p>Résultat négatif</p>  <p>Figure 35: Résultat négatif sur SS (pour les shigelle)</p>	<p>Culture négatif (pour les shigelle)</p>

2.6.3. Résultats et identification biochimique :

L'étude biochimique nous a permis d'identifier des espèces bactériennes appartenant à la famille des Enterobacteriaceae et d'autres espèces bactériennes non Enterobacteriaceae. Les résultats sont représentés dans le tableau06 et dans les figures. 36 et 37.

Tableau06: Résultats des tests biochimiques

	Citrat de simmon	Mannitol mobilité	TSI	Bouillon nitrate	Urée indol	VP	RM	Espèce
Mac conckey	-	-	-	-	+	-	+	<i>Morganella morganii</i>
	-	-	+	+	-	+	-	<i>Proteus mirabilis</i>
	-	+	+	+	+	-	+	<i>Proteus vulgaris</i>
Hectoen	-	-	-	-	-	+	-	<i>Pasteurella pneumotropica</i>
	+	-	-	+	-	-	+	<i>Burkholderia cepacia</i>
	+	+	+	+	+	+	-	<i>Serratia marcescens</i>
Chapman	-	-	+	-	-	+	-	<i>Proteus mirabilis</i>
	-	+	-	+	-	+	-	<i>Aeromonas hydrophila</i>



Escherichia Coli



Serratia marcescens



Proteus mirabilis



Proteus vulgaris

Figure 36 : Résultats de la Galerie classique.

Tableau 07 : Résultats de la galerie API 20E.

API20E	Milieu	Numéro de code	Espèce
01	Gélose Hektoën	7342074	<i>Aeromonas hydrophila</i>
02		3746553	<i>Salmonella spp</i>
03		3726574	<i>Citrobacter braakii</i>
04		2304000	<i>Salmonella choleraesuis ssp choleraesuis</i>



Salmonella choleraesuis ssp choleraesuis

*Aeromonas hydrophila**Salmonella spp**Citrobacter braakii***Figure 37** : Résultat d'identification biochimique par la galerie API20E.

3. Résultat d'analyse phytoplanctonique :

3.1. Composition spécifiques et structure des communautés phytoplanctonique:

Au cours de notre étude, 20 genres et 42 espèces (**tab. 08**) sont identifiés dans les deux stations regroupant 5 classes. En terme de nombre des genres, les Chrysophycées représentent la classe la plus importante avec 09 genres et 18 espèces, celle des Euglenophycées 04 genres et 13 espèces, puis les Chlorophycées 03 genres et 07 espèces.

Enfin, les Pyrrophytes et les Cyanophytes sont représentés par 02 genres et 02 espèces pour chacune (fig. 38). (Annexe).

Tableau 08 : Classification des taxons phytoplanctoniques identifiés dans le marais de Bousseadra entre février et avril 2015.

Familles	Genres	Espèces
Chrysophytes	Navicula	<i>Navicula trivialis</i> <i>Navicula sp</i> <i>Navicula secreta</i> <i>Navicula cryptocephala</i> <i>Navicula pupula</i> <i>Navicula gregaria</i>
	Cyclotella	<i>Cyclotella sp</i> <i>Cyclotella comta</i>
	Cymbella	<i>Cymbella turgidula</i>
	Gomphonema	<i>Gomphonema sp</i> <i>Gomphonema subclavatum</i>
	Achnanthe	<i>Achnanthe sp</i>
	Melosira	<i>Melosira varians</i>
	Nitzschia	<i>Nitzschia palea</i> <i>Nitzschia filiformis</i> <i>Nitzschia linearis</i>
	Fragilaria	<i>Fragilaria crotonensis</i>
	Synedra ulna	<i>Synedra ulna</i>
Euglenophytes	Euglena	<i>Euglena sp</i> <i>Euglena acus</i> <i>Euglena geniculata</i> <i>Euglena gracilis</i> <i>Euglena polymorpha</i> <i>Euglena viridis</i>
	Trachelomonas	<i>Trachelomonas sp</i> <i>Trachelomonas hispida</i> <i>Trachelomonas euchlora</i> <i>Trachelomonas volvocina</i>
	Phacus	<i>Phacus acuminatus</i> <i>Phacus longicauda</i>
	Merismopedia	<i>Merismopedia glauca</i>
	Lepocinclis	<i>Lepocinclis globulus</i>
Chlorophytes	Scenedesmus	<i>Scenedesmus quadricauda</i> <i>Scenedesmus komarekii</i> <i>Scenedesmus ecornis</i>
	Monoraphidium	<i>Monoraphidium contortum</i> <i>Monoraphidium griffithii</i>
	Oedogonium	<i>Oedogonium sp</i> <i>Oedogonium Capilare</i>
Pyrrophytes	Cryptomonas	<i>Cryptomonas erosa</i>
	Peridinium	<i>Peridinium sp</i>

Cyanobacteries	<i>Anabaena</i>	<i>Anabaena sp</i>
	Merismopedia	<i>Merismopedia glauca</i>

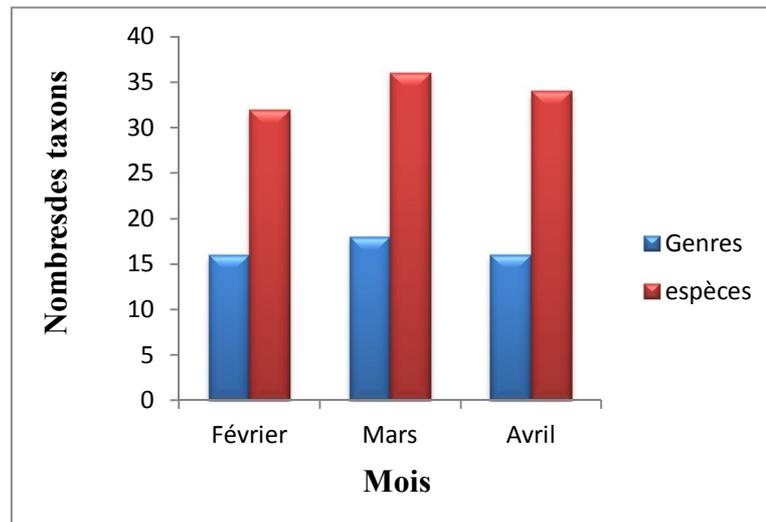


Figure 38: Variations du nombre des taxons phytoplanctoniques

3.2. Richesse spécifique des groupes phytoplanctoniques:

Nous avons constaté que le nombre des genres des chrysophytes est plus élevés avec une valeur maximale 09 genres en mars, suivi par les Euglenophytes avec 04 genres dans les trois mois, et des valeurs faible pour les Chlorophytes et les Pyrrhophytes avec l'apparition des cyanobacteries de 02genres dans le mois d'avril.

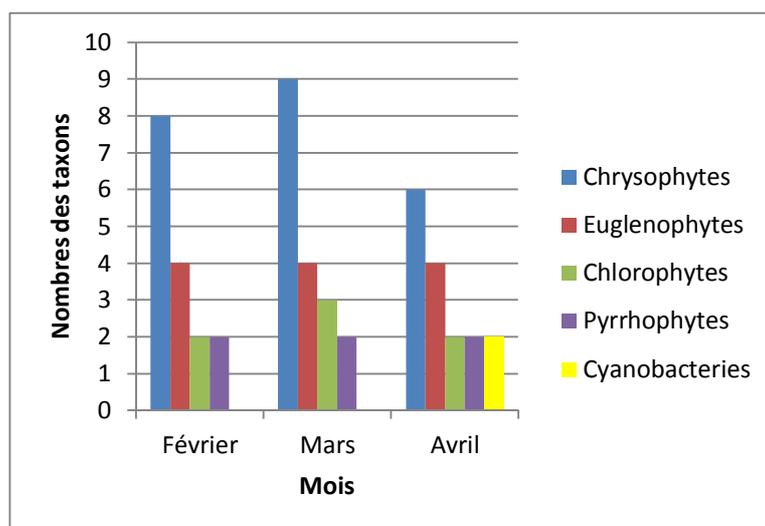


Figure39: Variations du nombre des genres des groupes phytopanctoniques

Le phytoplancton du marais Boussedra est caractérisé par un nombre important d'espèces pour les Chrysophytes avec une richesse maximale de 18 espèces présentée dans le mois de Mars, suivie par celle des Euglenophytes (12 espèces) en mars, tandis que les Chlorophytes et les Pyrrophytes présentent une richesse spécifique faible dans les trois mois. Cependant les Cyanobactéries présentent une faible richesse dans le mois d'avril, et absence totale dans les deux premiers mois.

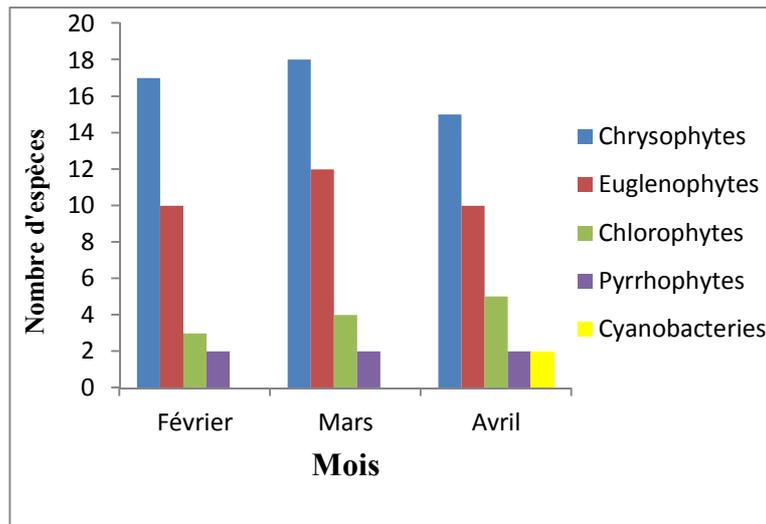


Figure 40: Variations du nombre des espèces des groupes phytopanctoniques.

3.3. Abondance des groupes phytoplanctoniques:

Les variations de l'abondance phytoplanctonique montrée que la densité la plus élevée est remarquée pour la classe des Chrysophytes entre 2188×10^4 et 2200×10^4 indiv /L dans les deux premiers mois, et en avril l'abondance la plus élevée est remarquée pour les Euglenophytes avec 1228×10^4 indiv /L.

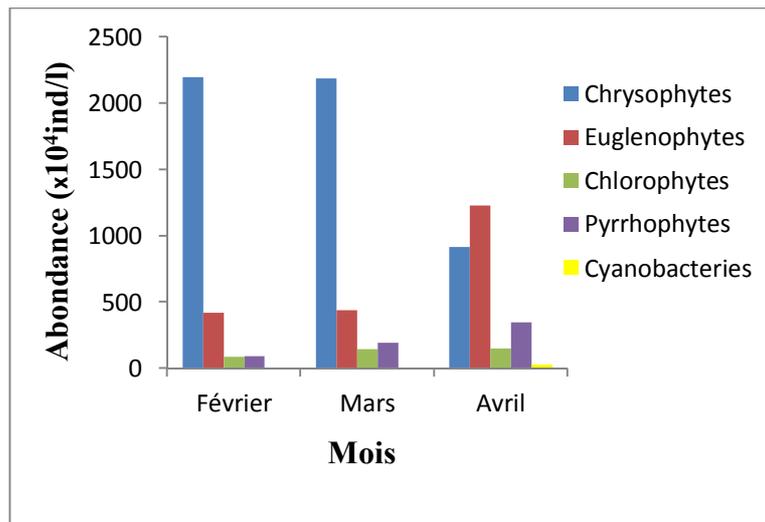


Figure 41: Variations de l'abondance des groupes phytoplanctoniques

Conclusion

Notre étude a été réalisée dans le but d'évaluer la qualité bactériologique et phytoplanctonique, ainsi que la mesure de quelques paramètres physicochimiques des eaux de marais Boussedra situé dans la commune d'El-Bouni, wilaya d'Annaba.

La zone d'étude est caractérisée par un climat méditerranéen, à végétation subhumide à hiver chaud, l'alternance d'une saison douce et humide et une saison chaude et sèche ; notre site d'étude subit les mêmes caractéristiques.

L'analyse réalisée pendant les mois de février, mars et avril 2015 a porté principalement sur la quantification des bactéries indicatrices de contamination fécale à savoir les coliformes totaux, les coliformes fécaux et les streptocoques fécaux, et les germes non spécifiques de contamination fécale qui sont les germes totaux et les *Clostridium* sulfite-réducteurs avec la recherche de quelques bactéries pathogènes.

Les résultats de l'analyse bactériologique nous ont montrés que les eaux étudiées renferment des nombres élevés de bactéries surtout pendant le mois d'avril.

Par ailleurs, les tests d'identification des souches bactériennes isolées ont permis d'identifier cinq souches rapprochées aux différents genres, *Aeromonas hydrophila*, *Salmonella spp*, *Salmonella choleraesuis*, *Citrobacter braakii* et *E. coli*.

L'analyse phytoplanctonique, est réalisée selon deux méthodes l'une quantitative et l'autre qualitative.

Les résultats de l'analyse phytoplanctonique nous a permis d'identifier cinq familles : les Chrysophytes, les Euglenophytes, les Chlorophytes, les Pyrrophytes et les *Cyanobacteries*.

On met comme perspectives :

- Il faut contrôler la qualité de ces eaux d'une manière annuelle.
- Une bien surveillance.
- Installation des stations d'épurations pour éviter la contamination des gens fréquentant ces milieux pollués .

Références bibliographiques

ABDELLIOUI S., BOUKHDIM A., HAMZAOUI H., (2012). Qualité microbiologique d'un écosystème lotique Cas de l'Oued El Kebir Ouest (Skikda, Nord-Est Algérien). Mémoire de Master. Université 08 Mai 1945 Guelma.

ABERKENE M., (2013). Ecologie de la marbée *Marmanetta angustirostris* dans les zones humides de l'Est algérien (thèse doctorat) Université Badji Mokhtar. Annaba. pp :12-48.

AGRIGON A., 2000. Annuaire de la qualité des eaux et des sédiments. DUNOD. 206p.

BA N., 2006. La communauté Phytoplanctonique du lac de Guiers (Sénégal) : Types d'associations fonctionnelles et approches expérimentales des facteurs de régulation. (Thèse de Doctorat de 3^{ème} cycle. Université Cheikh Anta Diop de Dakar (Sénégal). P: 10, 22.

BARNAUD G., 1991. Qu'est-ce qu'une zone humide ? compte rendu des avis d'experts. Définition scientifique et juridique. MNHN- ESMEN, France 10p.

BATTISTI C., LUISELLI L., PANTANO D., & TEOFILI C., 2008. On threats analysis approach applied to a Mediterranean remnant wetland: is the assessment of human-induced threats related to different level of expertise of respondents? *Biodivers. Conserv.* 17. pp: 1529–1542.

BENLATRECHE M. C. et BENSLIMEN S., 2002. Evaluation du niveau de pollution organique et métallique (Zn, Cu et Ni) dans l'Oued Rhumel et son affluent Oued Boumerzoug en zone urbaine (Constantine). Mémoire d'ingénieur. Université Mentouri de Constantine. 101p.

BERICHE P., GAILLARD. J-L., et Simouet. M., 1988. Bactériologie, les bactéries des infections Humaines. *Flammarion*, 660p.

BIANCHI M., MARTHYD., BERTRAND J.C., CAUMETTE P., et GAUTHIER M., 1989. Les microorganismes du domaine océanique. *Edit. Masson*. 447p.

BOUDRAA W., BENGATI S., DJAMAA F., 2011. Contribution à l'étude de la qualité bactériologique et physico-chimique de l'eau des plages de la ville d'Annaba, pp : 6, 70, 76.

BOUKROUMA N., 2008. Contribution à l'étude de la qualité microbiologique de l'eau d'un écosystème aquatique artificiel: cas de la retenue collinaire d'Ain Fakroune (W. d'Oum El-Bouaghi). Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 64p.

BOUMEZBEUR A., 2001. Atlas des zones humides algériennes d'importance internationale. 2^{ème} édition ATLAS. 56p

BOURELLY P., 1966. Les algues d'eau douce : les algues vertes, éd. N.Boubée, 1572 p.

BORREGOA. , Fet P. , ROMERO 1982. itidy of the microbiological polution of a Malaya littoral arca II Relationship between fecal coliforms and fecal streptococci. VI^e journée etude de pollutions, comme France pp : 561-569.

BOURELLY P., 1970. Algues d'eau douce ; Initiation à la systématique. Tome III : Les Algues bleues et rouges, les Eugléniens, Peridiniens et Cryptomonadines. Edition N.Boubée & Cie, 572 p.

BOURELLY P., 1972. Les Algues d'eau douce ; Initiation à la systématique. Tome I : Les Algues vertes. Edition N.Boubée & Cie, 512 p.

BOURELLY P., 1966. Les algues d'eau douces, Algues Vertes. Edition Boubée et Cie. Paris. P : 511.

BOURELLY P., 1968. Les algues d'eau douces. Algues jaunes et brunes. Edition Boubée et Cie. Paris. P : 438.

BOURELLY P., 1985. Les algues bleues ou Cyanophycées, 5^{ème} partie. Edition Boubée Paris. pp : 297, 303, 457-458, 606.

BRISOU J.F., et DENIS F., 1978. Hygiène de l'environnement maritime. *Edit. Masson.* 248p.

CARBONNELLE D., KOUYOU MDJIAN S., 1988. Bactériologie médicale techniques usuelles. *Méd. Mal. Inf.* 251 p.

CASTANY G., 1982. Hydrogéologie principes et méthodes, édition *DUNOD*

CETTIBI F., 2013. Ecologie de l'érismaire à tête blanche *Oxyura leucocephala* dans les zones humides de la numidie algérienne (du littoral est de l'Algérie) P : 17-23.

COMPÈRE P., 1991. Contribution à l'étude des algues du Sénégal. Algues du lac de Guiers et du Bas Sénégal. Bulletin du jardin botanique national de Belgique, 61. Pp: 171-267

COSTANZA R., D'ARGE R., RUDOLF DE GROOT., STEPHEN F. K., MONICA G., 1997. The value of the world's ecosystem services and natural capital in *Nature's Services* Vol 387.

COUTE A., et CHAUVEAU O., 1994. Algae. *Encyclopedia Biospeologica*. I éd. Société de Biopédologie. ISSN 0398 7973, 3^{ème} trimestre pp : 371-380.

- DAUTA A., et FEUILLADE J., 1995.** Croissance et dynamique des populations algales. *In* : Limnologie générale. Pourriot R. et Meybeck M., Paris. *Masson .Coll . Ecol.25* : 328 -350
- DE REVIERS R., 2003.** Biologie et phylogénie des algues. Belin, Paris. Collection Sup Sciences .Tome 2. pp : 78, 255.
- DELARRAS C., 2008** .surveillance sanitaire Et Microbiologique des eaux : Règlementation-Prélèvements-Analyses.*TEC& DOC.269p.*
- D.G.F(2004).** Atlas des zones humides Algériennes d'importance internationale. 4^{ème} Edition,IV.2004.107p.
- DOKULIL, M., CHEN, W., and CAI, Q., 2000.**Anthropogenic impacts to large lakes in China: the Tai Hu example. *Aquatic Ecosystem Health and Management*, 3. pp: 81 – 94.
- DUFFOUR A. P., 1977.** E.coli: The Faecal Coliform. 4 8–58. In Hoadely A.W. and B.J.Dukta (eds).
- EBERLIN T.,1997.** Les infections microbiennes. Edit. Masson.128p
- FAURIE C., CE FERRA., DEVEAUX J., ETMEDORTP., 1998.** Ecologie approche scientifique et pratique ; 4^{ème}édition.
- FOTT B., 1969.** Studies in Phycology, E. Schweizerbart'scheVerlagsburchhandlung, Stuttgart.
- GAUTHIER M., et PIETRI C., 1989.**Devenir des bactéries et virus entériques en mer. Microorganismes dans les écosystèmes océaniques.*Edit. Masson.447p.*
- GELDREICHE. , 1976.**Fecal coliform and fecal streptococcus density relationships in waste discharges and receivingWaters.*Crit.EnvIRON.control*,pp6-349-369
- GENIN B., Cauvin C., et MENAROD EDUCAGRIS F., 2003.** Cours d'eau et indice biologique. Pollution. Méthodes IBGN ; édition*educagris.*
- GLEICK P.H., 1993.**"Water resources: A long-range global evaluation." *Ecology Law Quarterly* Vol. 20, No. 1, pp. 141-149.
- GORENFLOT R., et GUERN M., 1989.** Organisation et Biologie des Thalphytes. Doinédit.Paris. pp: 196, 201.
- GUIRAUD J-P., 1998.** Microbiologie alimentaire. *Dunod.625p.*

HERBET S., et LECAR B., 2000. Suivi de la qualité des rivières et des petits cours d'eau. Québec ; direction des suivie de l'état de l'environnement. Ministère de l'environnement, rapport n°=QE.123.24.

HILLIARDC., et REEDYK ARAP S., 2000. Les meilleurs pratiques de la gestion agricole la qualité de l'eau son compte.

HOEK C.V.D., MANN D.G., et JAHNS H.M (eds)., 1995. Algae. An Introduction to phycology. Cambridge University Press. Cambridge. 623p.

HURLBERT S. H., 1971. The non-concept of species diversity: A critique and alternative parameters. *Ecology*, 52pp:577-586.

JOHN D.M., WHITTON B.A.,& BROOK A.J., 2001. The Freshwater Algal Flora of the British Isles, An identification Guide to freshwater and terrestrial algae, Cambridge University Press, 710p.

KAN E., et STRELFJE T., 2002. Compagne suis de réassurance zuriche.

KRAMMER K.,& LANGE-BERTALOT H., 1986-2000. Bacillariophyceae. In: Susswasserflora von Mitteleuropa (Ettl H., Gerloff J., Heynig H. & Mollenhauer D., eds). Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin, pp : 1-5.

LABRES et MOUFFOK F., (2008). Le cours national d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratique des eaux. *Institut Pasteur d'Algérie*. 53p.

LABRES & MOUFFOK F., 2008. Le cours national d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratique des eaux. *Institut Pasteur d'Algérie*. 53p.

LABRES E., 2002. Cours national d'hygiène et des microbiologies des aliments «Microbiologie des eaux, des boissons et des produits de la mer». Institut Pasteur d'Algérie. 34 p.

LARPENT J.P., et LARPENT., GOURGAUD M., 1997. Mémento technique de microbiologie. 3^{ème} édit. Paris. P: 245, 246.

LEBRES E., 2006. Manuel des travaux pratique : analyse des eaux, *Institut Pasteur d'Algérie*. 60p.

LEBRES E., 2005. Manuel des travaux pratique : analyse des eaux, *Institut Pasteur d'Algérie*. 60p.

LECLERC, 1996. Microbiologie générale. *Doin*. 368p.

MARCHAL N., BOURDON J-I et RICHARD C., 1982 - Les milieux de culture pour

l'isolement et l'identification biochimique des bactéries .biologie appliquée. *Editions Douin, Paris* pp :50-364

MERZOUG SE., 2009 .Etude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Taher (Benazzouz, wilaya de Skikda), mémoire de magister, université de Guelma.pp : 51, 68.

OZENDA P., 2000. Les végétaux : Organisation et diversité biologique. 2^{ème} Dunodéd. pp: 9-13.

PARACUELLOS M., 2008.Effects of long-term habitat fragmentation on a wetland bird community.*Rev. Ecol. (Terre Vie)* 63 pp: 1–12.

PECHERE J. C., ACAR J., GRENIER B. et NIHOUL E., 1982. Reconnaître, comprendre et traité les infections. 4^{ème}édition. *Edisem ST-Hyacinthe. Québec*. 509p.

PESTALOZZI G.H., KOMAREK TREBON J. & FOTT B., 1983. DasPhytoplankton des Süßwassers, SystematikundBiologie, E. Schweizerbart'scheVerlagsbuchhandlung, Stuttgart.

PIERRE J.F., 2001. Bulletin de l'académie lorraine des sciences : catalogue des algues (du Nord –Est de la France et des régions attenantes 1959-2001). pp: 45-46.

PILET C., (1987). Bactériologie médicale et vétérinaire. Systématique bactérienne. *Doin*. 371p.

PNUE / OMS., 1977. Recommandation pour la surveillance sanitaire des zones côtières à usage récréatif et des zones conchylicoles. Bureau régional de l'OMS pour l'Europe, Copenhague : 168p.

PRESCOTT L.M., HARLEY J.P., et Klein D.A., 1995. Microbiologie. 1^{er} édit. Bruxelles. P: 536.

RAMADE F., 2002.Dictionnaire encyclopédique d'écologie et de science de l'environnement ; 2^{ème} édition DUNOD.

REJSEK F., 2002. Analyse des eaux ; aspects règlementaires Et techniques. *Sceran*. Paris.360p.

REJSEK F., 2002. L 'Analyse des eaux technique et aspects règlementaires, Scérèn CRDP Aquataine, Bordeaux. 358p.

RODIER J, ET AL., 2005.L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux

RODIER J., 1996. Analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires. 8^{ème} édition, *Dunod*, Paris 1130p.

RODIER J., LEGUBE B., MARLET N., ET COLL., (2009). L'analyse de l'eau. 9^{ème} édition. Dunod. Paris. 1579 p.

RODIER J., 1996. Analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires. 8^{ème} édition, *Dunod, Paris* 1130p.

ROUAIGUIA M., 2010. Qualité microbiologique de l'eau de Oued Messida. Mémoire de master 2. Université 8 mai 1945 Guelma. 78p.

SAMRAOUI B., & SAMRAOUI F., 2008. An ornithological survey of Algerian wetlands: Important Bird Areas, Ramsar sites and threatened species. *Wildfowl* pp:58: 71–96.

SAMRAOUI F., NEDJAH R., BOUCHEKER A., ALFARHAN A. H., & SAMRAOUI B., 2012. Breeding ecology of the Little Bittern *Ixobrychus minutus* in northeast Algeria. *Bird Study* I First, pp 1–8.

SAYAD L., 2008. Qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de l'écosystème lacustre le lac des Oiseaux (Wilaya EL Tarf). Mémoire de Magister, Université Badji Mokhtar. Annaba. 110p.

SOURNIA A., 1968. « Diatomées planctoniques du canal de Mozambique et de l'île Maurice » p 152.

STICKNEY H.L., HOOD R.R., et STOECKER D.K., 2000. The impact of mixotrophy on planktonic marine ecosystems. *Ecol. Model.* **125** (2-3) pp: 203-203.

TAZI, O., FAHDE, A. and EL YOUNOUSSI, S., 2001. Impact de la pollution sur l'unique réseau hydrographique de Casablanca, Maroc. *Sécheresse*, 12 pp: 129 – 134.

TRAVERS M., 1964. Diversité du microplancton du Golf de Marseille. Station Marine d'Endoume et Centre d'Océanographie, Marseille, France : pp : 308-343.

TUFFERY C., 1980. Incidence écologique de pollution. Edition *peson*.

UTERMÖHL H., 1958. Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Method. *Int. Ver. theor. angew. Limnol.*, 9 pp : 1-39.

VAZQUEZ, G., And FAVILA, M.E., 1998. Status of the health conditions of subtropical Atezealake. *Aquatic Ecosystem Health and Management*, 1 pp: 245 – 255.

ZEITZSCHEL B., 1978. Phytoplankton manual: Monographs on oceanographic methodology-UNESCO: pp 1- 6.

SITES WEB :

1-www.microbes-edu.org

2-www.techmicrobio.eu>api et ID galleries

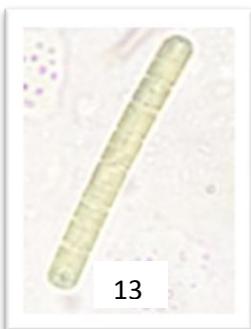
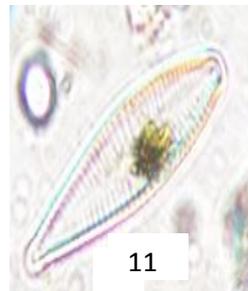
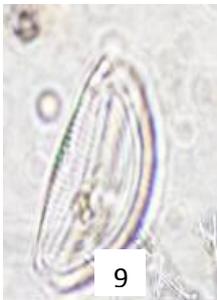
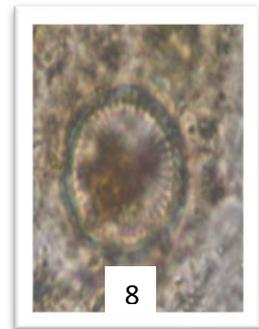
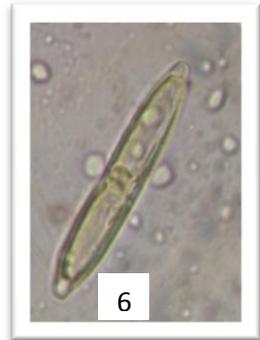
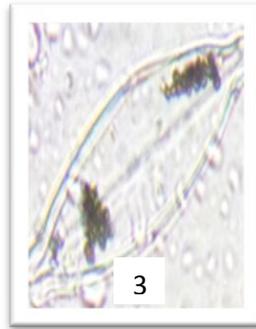
3-Guillaumegaoyer .e-monsite.com>files

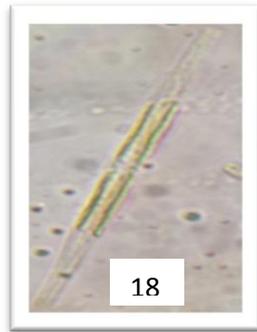
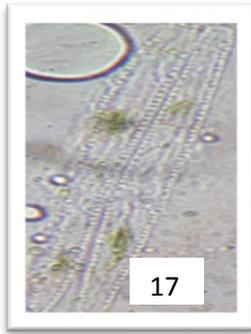
4-www.techmicrobio.eu>API20NE>API

Tableau de Mac CRADY. (Mouffok, 2001).

5 tubes par dilution							
Nombre caractéristique	Nombre de cellules						
000	0.0	203	1.2	400	1.3	513	8.5
001	0.2	210	0.7	401	1.7	520	5.0
002	0.4	211	0.9	402	2.0	521	7.0
010	0.2	212	1.2	403	2.5	522	9.5
011	0.4	220	0.9	410	1.7	523	12.0
012	0.6	221	1.2	411	2.0	524	15.0
020	0.4	222	1.4	412	2.5	525	17.5
021	0.6	230	1.2	420	2.0	530	8.0
030	0.6	231	1.4	421	2.5	531	11.0
100	0.2	240	1.4	422	3.0	532	14.0
101	0.4	300	0.8	430	2.5	533	17.5
102	0.6	301	1.1	431	3.0	534	20.0
103	0.8	302	1.4	432	4.0	535	25.0
110	0.4	310	1.1	440	3.5	540	13.0
111	0.6	311	1.4	441	4.0	541	17.0
112	0.8	312	1.7	450	4.0	542	25.0
120	0.6	313	2.0	451	5.0	543	30.0
121	0.8	320	1.4	500	2.5	544	35.0
122	1.0	321	1.7	501	3.0	545	45.0
130	0.8	322	2.0	502	4.0	550	25.0
131	1.0	330	1.7	503	6.0	551	35.0
140	1.1	331	2.0	504	7.5	552	60.0
200	0.5	340	2.0	510	3.5	553	90.0
201	0.7	341	2.5	511	4.5	554	160.0
202	0.9	350	2.5	512	6.0	555	180.0

Chrysophytes





1. *Navicula trivialis*

2. *Navicula sp*

3. *Navicula secreta*

4. *Navicula cryptocephala*

5. *Navicula pupula*

6. *Navicula gregaria*

7. *Cyclotella sp*

8. *Cyclotella comta*

9. *Cymbella turgidula*

10. *Gomphonema sp*

11. *Gomphonema subclavatum*

12. *Achnanthe sp*

13. *Melosira varians*

14. *Nitzschia palea*

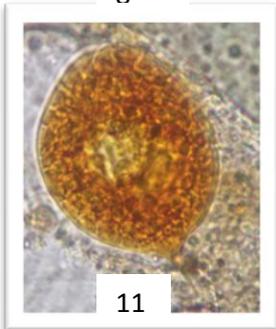
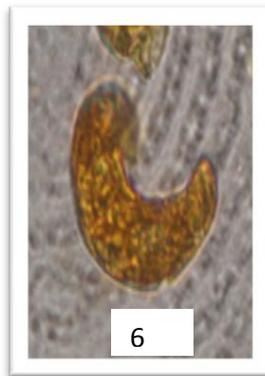
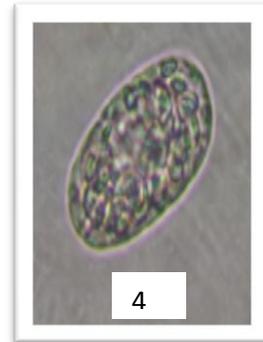
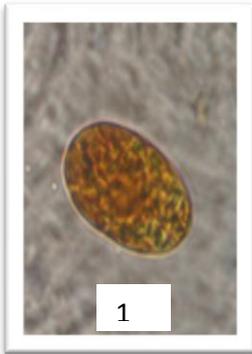
15. *nitzschia filiformis*

16. *Nizschia linearis*

17. *Fragilaria crotonensis*

18. *Synedra ulna*

Euglenophytes



- 1. *Euglena sp*
- 2. *Euglena acus*

- 7. *Trachelomonas sp*
- 8. *Trachelomonas hispida*

3. *Euglena geniculata*

4. *Euglena gracilis*

5. *Euglena polymorpha*

6. *Euglena viridis*

9. *Trachelomonas euchlor*

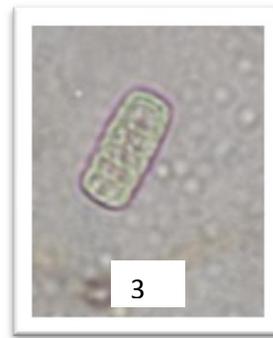
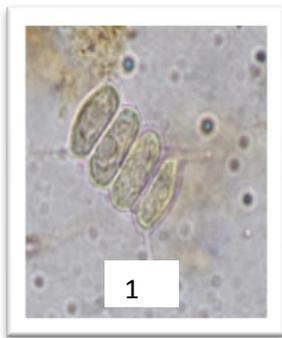
10. *Trachelomonas volvocina*

11. *Phacus acuminatus*

12. *Phacus longicauda*

13. *Lepocinclis globulus*

Chlorophytes



1. *Scenedesmus quadricauda*

2. *Scenedesmus komarekii*

3. *Scenedesmus ecornis*

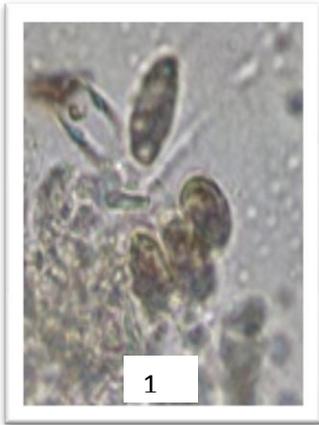
4. *Monoraphidium contortum*

5. *Monoraphidium griffithii*

6. *Oedogonium sp*

7. *Oedogonium Capilare*

Pyrrhophytes

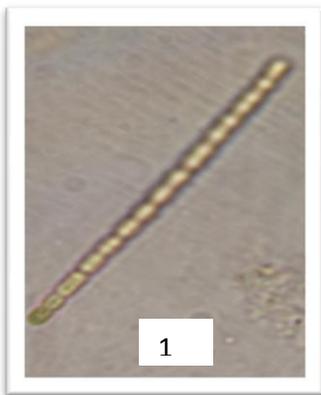


1. *Cryptomonas erosa*



2. *Peridinium* sp

Cyanobacteria



1. *Anabaena* sp



2. *Merismopedia glauca*