

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
وزارة التعليم العالي و البحث 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 et Environnement/ Microbiologie de l'environnement.

---

**Thème : Contribution à l'étude de la qualité Bactériologique  
et Phytoplanctonique des eaux du lac Oubeïra (Parc National d'El Kala -  
Algérie)**

---

Présenté par : - ATHAMNIA Souaad

- DIFALLAH Nassima

Devant le jury composé de :

Président : Mr. HOUHAMDI Moussa Pr. Université de Guelma

Examineur : Mr. ROUIBI Abdelhakim M.C.B Université de Guelma

Encadreur: Mr. ROUABHIA Kamel M.A.A Université de Guelma

Juin 2014

## *Remerciements*

*Au terme de ce modeste travail, je tiens à remercier toutes personnes, qui de près ou de loin, ont contribué à sa réalisation, en particulier : Monsieur Rouabhia Kamel qui m'a encadré et suivi tout au long de mon travail, pour ces critiques et ses appuis pour rendre meilleur ce travail, je ne saurai lui exprimer ma gratitude et ma reconnaissance à leur juste valeur. Je tiens à remercier tous les membres de Jury : Mr. HOUHAMDJ Moussa, Mr. ROUIBI Abdelhakim.*

*Mes vifs remerciements à tous les enseignants du DEPARTEMENT D'ÉCOLOGIE ET GÉNIE DE L'ENVIRONNEMENT (Guelma).*

*Nos sincères gratitudes vont également à tous nos collègues et amis (es) de la promotion (SÉE) 2013-2014.*

**Table de matière**

**Remerciements**

**Liste des abréviations**

**Liste des figures**

**Liste des tableaux**

**Introduction générale** 1

**Chap. 1 : Etude Bibliographique**

1-les bactéries 3

2-Le phytoplancton 3

2-1-Aperçu sur la systématique des phytoplanctons 3

2-1-1-Les Cyanobactéries 3

2-1-2- Les Chlorophytes 4

2-1-3-les chrysophytes 4

2-1-4-Les Pyrophytes 4

2-1-5-Les Euglenophytes 4

2-2-Distribution et facteurs d'influence 5

3-les maladies à transmission hydrique 5

**Chap. 2 : MATERIEL ET METHODES**

I- Site d'étude 7

1 -Présentation du site de travail 7

1-1- Parc national d'El-kala (PNEK) 7

1-2- Lac Oubeira 8

1-2-1-Description du Lac Oubeira 8

1-2-2-Localisation générale 8

1-2-3-Caractéristiques physiques 8

1-2-4-Valeurs hydrologiques 9

1-2-5- Caractéristiques écologiques 9

1-2-6- Flore remarquable 10

1-2-7-Faune remarquable 10

1-2-8- Valeurs sociales et culturelles 11

II - Méthodologie	12
1- Choix des stations et période de prélèvement	12
2-L'échantillonnage	12
2-1-Matérield'échantillonnage	12
2-2-Méthode de prélèvement	12
2-3-Étiquetage, transport et conservation des échantillons avant l'analyse	13
3-Analuse physico-chimique	13
3-1-Température	13
3-2-pH	14
3-3-Oxygène dissous	14
3-4-Salinité	14
3-5-Conductivité	14
4-Analyse bactériologique	15
4-1-Rechercheet dénombrement des micro-organismes revivifiables	16
4-2-Recherche et dénombrement des spores de Clostridium sulfito-réducteurs	18
4-3-Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux	21
4-4-Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	24
4-5-Recherche des germes pathogènes	26
4-5-1-Recherche des salmonella	26
4-5-2-Recherche des Vibrio	28
4-5 -3-Recherche des Staphylocoques	30
4-5-4-Recherche de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	32
4-6-L'identification	34
5-Etude phytoplanctonique	37
5-1- Analyse qualitative	38
5-2-Analyse quantitative	37
5-3-Dosage des pigments chlorophylliens	39

### **Chap. 3 : RESULTATS ET DISCUSSION**

1-Etude physico-chimique	41
2-Etude bactériologique	45
3-Etude phytoplanctonique	55

---

Conclusion	62
Références bibliographiques	
Annexes	
Abstract	
Résumé	
ملخص	

**Liste des abréviations**

**µg/l** : Microgramme par litre  
**µl** : Micro litre  
**ASR** : Anaérobies sulfito-réducteurs  
**BCPL**: Bouillon lactose au pourpre de bromocrésol  
**CF** : Coliforme fécaux  
**Chl** : chlorophylle  
**CIT** : Citrate  
**Cond** : conductivité  
**CSR** : Clostridium sulfato-réducteur  
**CT** :Coliforme totaux  
**D /C** :Double concentration  
**d** : Variable  
**E** : Est  
**EPA** : Eau Peptonée Alcaline  
**Eva Litsky** : Bouillon à l'éthyle violet et aide de sodium  
**Fig**: Figure.  
**GLU** : Glucose  
**GT** : Germes totaux  
**H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>** : Eau oxygénée  
**H<sub>2</sub>S** :Hydrogènesulfuré  
**IND** :Indole.  
**Ish** :indice de channon  
**LDC** : Lysine déshydrogénase.  
**N** : Nord  
**NaCl** : Chlore de soduim  
**nm**: Nanomètre  
**NPP** : Nombre le plus probable  
**ODC** : Ornithine Décarboxylase  
**OMS** : Organisation mondiale de santé  
**ONPG** : Ortho-Nitrophényle-B-D-Galactosidase  
**pH** : Potentielle Hydrogène  
**PNEK** :Parc National d'El-Kala  
**RM** : Rouge de méthyle  
**Roth** : Bouillon à l'azide de sodium  
**S** : Station  
**S /C** : Simple Concentration  
***S. aureus***: *Staphylococcus aureus*  
**SF** : Streptocoque Fécaux  
**SFB** : Bouillon Sélénite Cystéine  
**sp** : Espèce

---

**SS** : *Salmonella-Shigella*

**T** : Température

**Tab** : Tableau

**TDA** : Tryptophane décarboxylase

**TDS** : Taux de Solides Dissous

**TGEA** : Tryptone-Glucose-Extrait de levure-Agar

**TSI** : Triple Sagar Iron

**UFC** : Unité formant colonie

**URE** : Urée

**VF** : Viande foie

**VP** : Voges Proskawer

**Ppt** : partie par trillion

---

## Liste des figures

N° de figures	Titre des figures	N° de page
1	Localisation du Lac Oubeira dans le Parc National d'El Kala	07
2	Localisation des stations de prélèvement	12
3	Photo du multi paramètres utilisé	14
4	Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables	17
5	Recherche et dénombrement des ASR	20
6	Recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux et <i>E.coli</i>	23
7	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	25
8	Recherche des Salmonelles	27
9	Recherche et identification de Vibrio	29
10	Recherche des Staphylocoques	31
11	Recherche de <i>Pseudomonas</i>	33
12	Variations de la température de l'eau de lac oubéira	41
13	Variations spatio-temporelles du pH de l'eau de lac oubéira	42
14	Variations de teneur de l'oxygène dissout de l'eau du lac Oubeira	43
15	Variations de la conductivité électrique de l'eau de lac Oubeira	44
16	Variations de la salinité de l'eau de lac oubéira	44
17	Evaluation du nombre des germes revivifiables à 22°C et à 37°C de l'eau du lac oubéira.	45
18	Estimation des coliformes totaux/100ml dans l'eau lac oubéira	46
19	Résultat de la recherche des coliformes fécaux.	47
20	Evaluation du nombre de coliforme fécaux	47
21	Evaluation du nombre de streptocoque fécaux	48

22	Détermination des caractères morphologiques	51
23	Aspect des colonies sur gélose chapman	51
24	Cocci à Gram en grappe de raisin	51
25	Résultats de la galerie biochimique classique.	52
26	teste identification des staphylocoques	52
27	Evaluation de la richesse spécifique dans les trois sites	55
28	Evaluation de la richesse spécifique relative de groupe du phytoplancton	57
29	Evaluation de l'indice de diversité spécifique dans le lac Oubeira	58
30	Evaluation spatio-temporelle de l'abondance du phytoplancton	60
31	Variations de la teneur en chlorophylle a d'eau du lac oubeira	61

---

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre du tableau	N° de page
1	Présentation des sites et période de prélèvement	11
2	Résultat de la recherche des Anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).	46
3	Aspect macroscopique, microscopique et identification des colonies bactériennes isolées dans l'eau de lac Oubeira	49
4	Les enzymes respiratoires	51
5	Résultats d'identification de staphylocoques	52
6	Résultats d'identification des <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	53

---

**Introduction :**

L'eau est indispensable pour la vie des hommes, des animaux et des plantes. La consommation d'une eau contaminée par les organismes pathogènes intestinaux, qu'ils soient bactériens, viraux ou parasites, proviennent des porteurs humains ou animaux et peut induire l'apparition des maladies d'origine microbienne [OMS, 2004-2006].

Sa qualité est un problème de santé universel. L'eau est essentielle pour la vie, mais elle peut transmettre et transmettre des maladies dans les pays de tous les continents des plus pauvres aux plus riches. [Anctil F. L'eau et ses enjeux, de Boeck ,2008].

L'Algérie est riche en zones humides qui jouent un rôle important dans les processus vitaux, entretenant des cycles hydrologiques et accueillant poissons et oiseaux migrateurs. Pourtant, de nombreuses menaces pèsent sur elles. Tout comme les forêts tropicales, les zones humides sont détruites à un rythme sans précédent [3].

Toutes les zones humides ont des valeurs importantes ; toutes apportent des avantages La maîtrise des crues la recharge des eaux souterraines, la stabilisation du littoral et protection contre les tempêtes, la rétention et exportation des sédiments et nutriments ,L'atténuation des changements climatiques, l'épuration de l'eau, réservoir de diversité biologique, produits des zones humides, loisirs et tourisme, valeur culturelle qui se mesurent à la qualité des écosystèmes et dont les êtres humains dépendent [3].

L'eutrophisation est "l'asphyxie des eaux d'un lac ou d'une rivière" due à un apport exagéré de substances nutritives - notamment le phosphore - qui augmente la production d'algues et de plantes aquatiques [1].

L'objectif de ce travail consiste à étudier et de déterminer la qualité bactériologique et physicochimiques et l'inventaire de phytoplancton des eaux du lac Oubeira.

Ce manuscrit est divisé en trois chapitres.

- ✓ Le premier chapitre, une étude bibliographique et généralité sur les infections d'origines hydriques et le phytoplancton d'eau douce.

- ✓ Le deuxième chapitre, matériel et méthodes, présentations du site de travail, choix des stations de prélèvement, échantillonnage, étude physico-chimique, étude bactériologique et étude phytoplanctonique ;
- ✓ Le troisième chapitre, mentionne sous forme des graphes les différents résultats obtenus au cours de notre étude pratique, avec une discussion. Il est esquissé par une conclusion finale.

## 1-Les bactéries

Les bactéries sont ubiquitaires dans la nature, elles se trouvent dans tous les milieux ; air, sol, eau et même dans/sur d'autres êtres vivants. Chez les humains on les dit alors commensales. Elles peuvent faire partie des flores cutanée, digestive, buccale génitale. Une minorité est pathogène et certaines ne le sont que dans certaines conditions [Rodier, 2009].

## 2 .le phytoplancton

Le phytoplancton est composé d'organismes végétaux (unicellulaires, filamenteux ou en colonies) microscopiques en suspension dans la colonne d'eau, caractérisés par la présence de pigments chlorophylliens dont majoritairement la chlorophylle a. Ces microorganismes sont qualifiés de thallophytes, c'est à dire dépourvus de tige, racine et de vaisseaux conducteurs. Ils sont localisés dans les couches superficielles éclairées des étendues d'eau, soit généralement de la surface à 100 m de profondeur (pour les mers). En effet leur métabolisme est dominé par le mode de vie autotrophe basé sur la photosynthèse (besoin de lumière) qui est la source principale voire unique de leur énergie et permettant la constitution des molécules pour les cellules [Dauta et Feuillade, 1995].

### 2-1-Aperçu sur la systématique des phytoplanctons

#### 2-1-1- Les cyanobactéries : (Algues bleues)

Organismes procaryotes, regroupent plus de 110 genres et environ 1000 espèces dulçaquicoles. La plupart des cyanobactéries sphériques appartiennent à la famille des Chroococcacées et les filamenteuses aux familles des Nostocacées et Oscillatoriacées [Bourrelly ,1985a]. Les cellules appartenant à cette classe se caractérisent par l'absence de noyau, de plaste et de reproduction sexuée.

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

Cyanobactéries se divisent essentiellement par fission binaire ou division végétative, c'est à dire que la membrane cellulaire s'invagine et sépare la cellule mère en deux cellules filles iso morphique.

Elles sont présentes sur tous les continents et largement étudiées en écologie, en toxicologie, en taxinomie, ou encore en microbiologie [Thomzeau ,2006].

### **2-1-2- Les Chlorophytes (Algues vertes)**

Forment un groupe extrêmement vaste et morphologiquement très diversifié. Elles sont réparties en 4 classes : les Euchlorophycées, les Ulothricophycées, les Zygothricophycées et les Charophycées. Celles-ci comportent environ 500 genres, représentant plus de 15000 espèces [John, 1994]. Toutefois, la plupart des algues vertes planctoniques lacustres appartiennent à l'ordre des Volvocales et à celui des Chlorococcales qui font partie de la classe des Euchlorophycées [Bourelly ,1985b]. Les cellules des Volvocales possèdent une paroi cellulaire glycoprotéique pourvue de 2, 4 ou 8 flagelles de même taille, 1 noyau et 2 vacuoles contractiles localisées à la base des flagelles. Les chloroplastes de la plupart des volvocales sont en forme de « U » et les chlorophylles a et b sont les pigments majeurs [Ettl, 1983].

### **2-1-3- Les chrysophytes (Algues dorées)**

Sont des algues unicellulaires ou coloniales (rarement filamenteuses), dont certaines vivent dans une enveloppe protectrice appelée lorique. Leurs cellules possèdent un ou plusieurs plastes jaunes ou bruns à cause de la forte concentration en xanthophylles (lutéine, fucoxanthine, diadinoxanthine) et caroténoïdes ( $\beta$ -carotène) masquant la couleur due aux chlorophylles a etc. [Wetzel et *al.*, 2001].

### **2-1-4- Les Pyrrophytes: (Algues bruns)**

Les Pyrrophytes (ou Pyrrophytes) ont des plastes bruns, moins souvent rouges ou bleu-vert et mettent de l'amidon en réserve. Mais cet amidon n'est pas contenu dans des plastes ; il est extra plastidial [Bourelly, 1970].

### **2-1-5- Euglénophytes :**

Sont réparties en 13 genres et plus de 2000 espèces. Ils sont presque tous unicellulaires, sans paroi cellulaire, possèdent un, deux ou trois flagelles qui émanent d'une

invagination de la membrane cellulaire, une vacuole contractile et un stigma (eyespot) orange à rouge composé de globules de caroténoïdes [Rosowski, 2003].

Bien que certaines euglènes soient non pigmentées, phagotrophes (capable d'ingérer des particules solides) et par conséquent considérés comme des protistes animaux (ex protozoaires), la plupart sont photosynthétiques et parfois hétérotrophes. Il reste que même si la phagotrophie peut constituer le mode d'assimilation de carbone principal, aucune de ces espèces n'en dépend uniquement. Ce dernier est toujours combiné à l'absorption de composés organiques dissous. En ce qui concerne leur mode de reproduction, la division cellulaire semble être la règle pour cette classe du phytoplancton [Bourelly, 1985a].

### **2 -2- Distribution et facteurs d'influence:**

La distribution spécifique des algues provient du fait qu'elles présentent des différences à plusieurs niveaux : exigences en nutriments, taux d'assimilation des nutriments, taux de croissance, températures optimale, etc. [Dekayir, 2007].

Ainsi, les variations de la composition des populations algales dans des bassins de stabilisation dépendent des changements climatiques, notamment la durée d'ensoleillement et la température, de la charge en substances minérales et organiques et du temps de rétention de la masse d'eau dans les bassins [Van der post et Toerien, 1974 ; Patil et *al.*, 1975 ; Shiillinglaw et Pietrese, 1977 ; Steiner, 1982 ; 1985 Ergashev etTajiev, 1986 ; Oudra,1990]. De nombreux travaux montrent que la prédation et la toxicité de certaines substances s'ajoutent aux conditions climatiques et nutritionnelles pour influencer les peuplements algaux des bassins de stabilisation. Ces deux facteurs sont souvent responsables d'un déclin marqué des populations algales, ce qui perturbe le déroulement normal de l'autoépuration [Raschke, 1970 ; Oswald et *al.*, 1973 ; Denoyelle, 1976 ; Shillinglaw et Pietrese, 1977 ; Verity et Villareal, 1986 ; Pearson et *al.*, 1987 ; kankaala,1988].

### **3- Les maladies à transmissions hydriques :**

Les maladies hydriques sont n'importe quelles maladies causées par la consommation d'eau contaminée par des fèces animales ou humaines, qui contiennent des microorganismes pathogènes.

La pleine image des maladies associées à l'eau est complexe pour un grand nombre de raisons. Sur la dernière décennie, l'image des problèmes de santé relative à l'eau est devenue de plus en plus vaste, avec l'émergence de nouvelles maladies d'infection relatives

à l'eau et la réémergence de certaines déjà connues. Des données sont disponibles pour certaines maladies relatives à l'eau et l'hygiène (qui incluent la salmonellose, le choléra, la Shigellose, ...), mais pour d'autres telles que la malaria, la schistosomiase ou les infections les plus modernes telles que la légionellose. Le poids de plusieurs groupes de maladies peut seulement en partie être attribué à l'eau [2].

## I- Site d'étude :

### 1-1- Le Parc National d'El-Kala :

D'une superficie de 80.000 ha, le Parc National d'El-Kala (PNEK) est situé à l'extrême Nord-est du Tell algérien à 80 km à l'est d'Annaba. La subéraie représente près de 49% du couvert forestier, elle prospère essentiellement au niveau des collines et des plaines. Le PNEK est sous l'influence d'un climat subhumide, variant à hiver tempéré à chaud [Emberger, 1955] Les vents d'été, du nord-est, sud et sud-est, sont chauds et secs ; ils assèchent l'atmosphère, favorisent l'assèchement de la végétation et contribuent fortement à la propagation de violents incendies [Chouahda et Benyacoub, 2013]

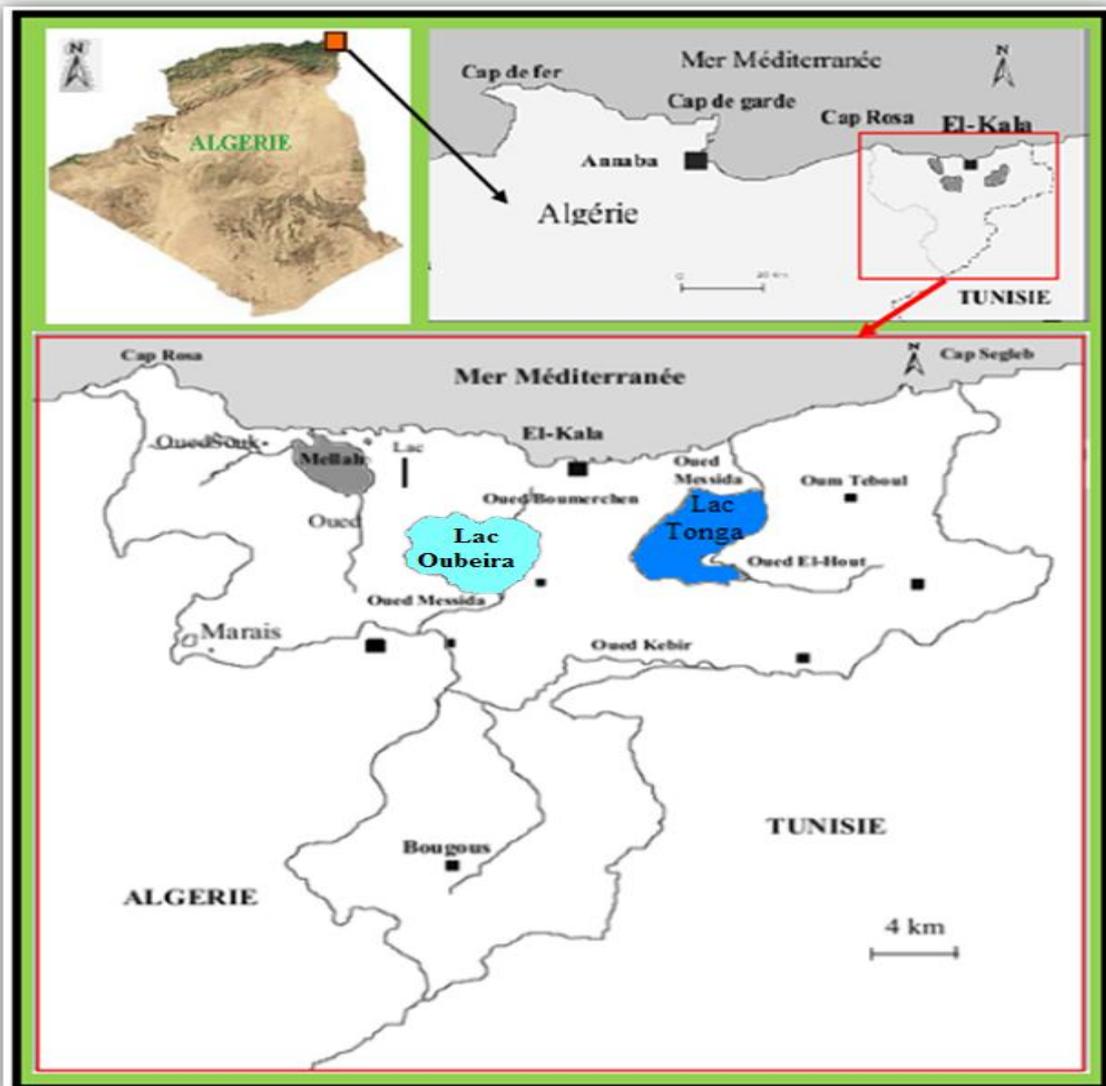


Figure. 01: Localisation du Lac Oubeira dans le Parc National d'El Kala [landscap Amenagement , 1998].

## 2-1-Lac Oubeira

### 2-1-1-Description du Lac Oubeira:

Le lac Oubeïra est un bon exemple d'une zone humide représentative, rare et unique de type de zone humide naturelle de la région méditerranéenne se situant dans un complexe de zones humides qui viendrait en troisième position après ceux du Delta de l'Ebre, en Espagne et la Camargue en France [Direction des forêts, 2003].

Le lac Oubeira est un lac endoréique d'eau douce d'origine naturelle occupant une superficie de 2.200 hectares de forme subcirculaire, il est situé au centre d'un bassin versant de 9.900 hectares, à 4 kilomètres à vol d'oiseau de la mer. Très important pour l'hivernage des oiseaux d'eau et, à un degré moindre, pour la nidification de quelques espèces rares, il abrite une flore aquatique intéressante dont la châtaigne d'eau (*Trapa natans*), le nénuphar blanc *Nymphaea alba* et l'unique station du Nénuphar jaune (*Nuphar luteum*). C'est également le lieu d'une pêche artisanale [Direction des forêts, 2003].

### 2-1-2 -Localisation générale :

Le Lac Oubeïra est situé à 3 Km à l'Ouest de la ville d'El-Kala, dans la Wilaya d'El-Tarf à l'extrême Nord-Est de l'Algérie entre 36°50' N et 08°23' E. La grande ville la plus proche est Annaba à 70 Km à l'Ouest. L'Oubeïra est situé près des Lacs Mellah et Tonga [Direction des forêts, 2003].

### 2-1-3- Caractéristiques physiques

#### ➤ Géologie, géomorphologie et hydrologie :

Oubeïra est un lac endoréique, d'eau douce, permanent. Il est en forme de cuvette à fond plus ou moins plat légèrement incliné vers le Nord, d'origine naturelle ayant une profondeur maximale de 4m, la profondeur moyenne étant de 1,24 m. Cette première profondeur constitue le toit d'une couche de vase dont la profondeur moyenne est de 1.30m et une valeur maximale de 2,50 m. Le fond de cette dernière constitue le substratum réel du lac avec une forme concave inclinée vers le Sud-ouest [Direction des forêts, 2003].

Ce lac contient un volume de vase de 30.207.685,30 m<sup>3</sup>, par contre son volume d'eau varie selon les saisons. En période estivale, il est de 22.031.078,80 m<sup>3</sup> avec une profondeur moyenne de 0,96 m et en période hivernale un volume d'eau de 32.535.096,80 m<sup>3</sup> avec une Profondeur moyenne de 1,24 m [Direction des forêts, 2003].

Le substrat est entièrement composé d'argile de Numidie datant du Tertiaire, avec la présence tout autour du Lac de dépôts récents du Quaternaire. Les alluvions limoneuses du fond de vallée, datant du Quaternaire, sont localisées au Sud-est du lac. Le bassin versant occupe une superficie de 9919,35 ha [Direction des forêts, 2003].

Le lac est alimenté par quatre oueds dont le plus important, l'oued Messida au Sud-est, recueille les eaux de crues de l'oued El Kebir au Nord d'El Tarf [Direction des forêts, 2003].

➤ **Climat :**

Le lac Oubeïra, avec la région d'El Kala, se place dans l'étage subhumide à hiver chaud, avec des vents permanents à dominance Nord-Ouest. La pluviométrie annuelle moyenne est située entre 700 et 800 mm et s'étale essentiellement du début du mois de d'octobre jusqu'à la fin mars. La région est caractérisée par deux saisons, l'une sèche de mai jusqu'à septembre et l'autre humide de septembre à avril. Les eaux du lac sont très turbides surtout en hiver [Direction des forêts, 2003].

**2-1-4- Valeurs hydrologiques:**

Oubeïra est un lac endoréique jouant un rôle de réservoir permettant la maîtrise des crues parfois spectaculaires, de l'Oued El-Kebir. Il constitue un réservoir de dépôt des sédiments provenant du bassin versant et charriés par les eaux de crue [Direction des forêts, 2003]

**2-1-5- Caractéristiques écologiques :**

C'est le seul grand site du complexe humide de la région qui présente une organisation spatiale typique en ceintures de végétation (Hélophytes) avec une importante superficie colonisée par des herbiers flottants d'Hydrophytes. En été, les ceintures de végétation sont bien visibles et pratiquement ininterrompues tout autour du lac et ont une largeur et une densité différentes selon les rives; les ceintures les plus larges (environ 400 m) sont formées essentiellement d'Hélophytes, *Phragmites australis*, *Typha angustifolia* et le Scirpe *Scirpus sp.*). Les herbiers flottants sont constitués par les Hydrophytes, Châtaigne d'eau *Trapa natans*, Myriophylle *Myriophyllum sp.* Potamots *Potamogeton sp...* etc. Ces formations occupent la grande surface d'eau libre. Bien que considéré comme site d'hivernage par excellence, ce lac, malgré son couvert végétal limité

aux bordures, est un lieu de nidification pour plusieurs espèces d'oiseaux d'eau telles que la poule d'eau *Gallinula chloropus*, le Blongios nain *Ixobrychus minutus*, la Marouette ponctuée *Morzana morzana*, le Râle d'eau *Rallus aquaticus*, etc. C'est également le site d'alimentation pour des espèces qui nichent dans les autres zones humides de la région comme les canards, les Guifettes moustac et noire *Chlidonias hybrida* et *C. niger*, les Hérons pourpré et crabier *Ardea purpurea* et *Ardeola ralloides*, l'aigrette garzette *Egretta garzetta* et le garde boeu *Bubulcus ibis* et des limicoles) [Direction des forêts, 2003].

#### **2-1-6- Flore remarquable :**

Une ceinture d'Hélophytes indispensable à la nidification des oiseaux d'eau. Parmi les Espèces rares et très rares, nous citons, la châtaigne d'eau *Trapa natans* et le Nénuphar jaune *Nuphar luteum* (seule station en Algérie), le Nénuphar blanc *Nymphaea alba*. Le Polygomum *Polygonum senegalense*, le Scirpe incliné *Scirpus inclinatus* et l'Utriculaire *Utricularia xoleta*. [Direction des forêts, 2003].

#### **2-1-7- Faune remarquable:**

##### **➤ Oiseaux d'eau:**

Les sédentaires sont représentés par le Blongios nain *Ixobrychus minutus*, la Talève sultane *Porphyrio porphyrio*, la Rousserolle turdoïde *Acropcephalus arundinaceus*, le Butor étoilé *Botaurus stellaris*, le Busard des roseaux *Circus aeruginosus* et le balbuzard pêcheur *Pandion halieetus* [Direction des forêts, 2003].

Les hivernants sont représentés par l'Erismature à tête blanche *Oxyura leucocephala*, la Grande aigrette *Egretta alba*, la Spatule blanche *Platalea leucorodia*, l'Oie cendrée *Anser anser*, le Grand cormoran *Phalacrocorax carbo*, la Grue cendrée *Grus grus* et plusieurs Espèces de limicoles, telles que l'Avocette *Recurvirostra avosetta*, les chevaliers, les bécasseaux, la bécassine des marais *Gallinago gallinago*... etc. Les oiseaux d'eau observés tout au long de l'année mais de façon irrégulière sont l'Ibis falcinelle *Plegadis falcinellus* et le Flamant rose *Phoenicopterus ruber*.

Les insectes sont représentés par au moins 28 espèces d'Anisoptères (Odonates), parmi elles nous citons *Anax imperator*, *Anax parthenope*, *Ashna mixta*, *Aeschna affinis*, *Hemiana xephippiger*, *Orthetrum cancellatum*, et *Acisoma panorpoides ascalaphoides*... etc. [Direction des forêts, 2003].

**2-1-8- Valeurs sociales et culturelles:**

Le lac Oubeira est d'un intérêt social et culturel de par la Production halieutique, l'exploitation de l'eau pour l'agriculture autour du lac (il s'agit surtout de cultures spéculatives telles que la culture d'arachides consommatrice d'eau), la présence d'un site archéologique (Mégalithique) au Sud-est du lac et l'éducation et la recherche scientifique (aspect paysager ouvert et présence de deux postes d'observation ornithologique) [Direction des forêts, 2003] .

**II - Méthodologie :****1- Choix des stations et période de prélèvement:**

Ce travail est de la qualité physico-chimique et microbiologique des eaux du lac Oubeira. Il est réalisé sur une période de deux mois (mars et avril 2014), avec deux prélèvements pour les trois stations (Tab.01).

**Tableau N° (01) :** Présentation des sites et période de prélèvement.

Station de prélèvement	Date et Heure de prélèvement	
S1 : 36°84'N 8°36'E	P1	15/03/2014 à 11h00
	P2	19/04/2014 à 11h00
S2 : 36°86'N 8°38'E	P1	15/03/2014 à 12h30
	P2	19/04/2014 à 12h30
S3 : 36°85'N 8°41'E	P1	15/03/2014 à 14h00
	P2	19/04/2014 à 14h00



**Figure 02:** Localisation des stations de prélèvement [4]

## 2-Echantillonnage :

### 2-1-Matériel d'échantillonnage :

La verrerie destinée aux prélèvements d'eau doit être munie d'un nettoyage avec un détergent puis rinçage avec l'eau propre (eau douce), puis un rinçage final avec l'eau distillée [Lightfoot N. F, 2002, Guiraud, 1998].

Il faut utiliser de préférence des flacons en verre pyrex munis d'un large col et d'un bouchon à vis métallique stérilisés soit à l'autoclave (120°C) durant 15 minutes, soit au four Pasteur (170°C) durant 1 heure [Rodier et al., 2005].

### 2-2-Méthode de prélèvement :

Le prélèvement a été effectué manuellement sur des points de prélèvement fixes en utilisant des flacons stériles de 250 ml.

Rinçes au moment de l'emploi avec l'eau à examiner, les flacons sont ouverts sous l'eau, goulot dirigé à contre-courant, 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].

Les récipients ne seront jamais remplis complètement. Toujours laisser un espace d'air d'au moins 2,5 cm entre la surface du liquide et le bouchon, ce qui facilite l'homogénéisation et un mélange correct de l'échantillon au moment de son analyse en laboratoire.

### **2-3-Étiquetage, transport et conservation des échantillons avant l'analyse :**

Il est essentiel que les échantillons soient clairement étiquetés immédiatement avant les prélèvements et que les étiquettes soient lisibles et non détachables. Dans ces derniers, on doit noter avec précision : la date, l'heure, les conditions météorologiques, un numéro et toutes circonstances anormales [Lightfoot N. F, 2002].

Les échantillons soigneusement étiquetés sont placés dans une glacière contenant de la glace et transportés ensuite au laboratoire.

Si la durée du transport dépasse 1 heure, et si la température extérieure est supérieure à 10°C, les prélèvements seront transportés dans des glacières dont la température doit être comprise entre 4 à 6°C. Même dans ces conditions, l'analyse bactériologique doit débuter dans un délai maximal de 8 heures, après le recueil de l'échantillon [Rodier et al., 2009].

### **3- Analyse des paramètres physico-chimiques**

Les paramètres physico-chimiques mesurés *in situ* sont : la température, le pH, l'oxygène dissous, la conductivité électrique et la salinité, à l'aide de multi paramètres (fig.03).

#### **3-1- 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 du 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 paramètre. La lecture est faite après une immersion de 10 minutes. [Rodier, 1996].

### 3-2- Le pH :

Le pH représente le degré d'acidité ou 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 [Bousaaroura, 2011].

### 3-3- L'oxygène dissous :

L'oxygène dissous est un composé essentiel de l'eau car il conditionne la vie des microorganismes aquatiques généralement le fonctionnement de cet écosystème. La diminution de sa teneur génère un milieu favorable à la fermentation et aux dégagements d'odeur. Sa solubilité est en fonction de la température, la pression partielle dans l'atmosphère et de la salinité [Rodier, 1996].

### 3-4- La salinité :

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

La salinité moyenne mesurer est 0.3, elle arrive à un maximum de 0.7 pendant la période sèche, et à minimum de 0.1 due probablement à l'effet de dilution pendant la période pluvial [Bousaaroura, 2011].

### 3-5-La conductivité électrique :

La conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes métalliques de  $1 \text{ cm}^2$  de surface et séparées l'une de l'autre de 1 cm. Elle est l'inverse de la résistivité électrique [Rodier, 2009].



**Figure3** : Photo du multi paramètres utilisé (Photo personnelle).

#### 4-Les analyses bactériologiques :

Les matières fécales sont la voie principale de transmission des microorganismes pathogènes pour l'homme. Elles peuvent provoquer des pathologies digestives, respiratoires ...

On trouve naturellement dans les eaux de surface une grande variété de microorganismes, dont certains peuvent notamment favoriser la décomposition de la matière organique et le recyclage des éléments nutritifs essentiels au maintien des organismes aquatiques et de la chaîne trophique [Hébert et Légaré, 2000].

Par contre, d'autres microorganismes proviennent des déjections d'origine animale et humaine et peuvent causer des maladies importantes chez les humains, dont des gastro-entérites et des infections cutanées. Des bactéries indicatrices présentes en grand nombre dans le tube digestif des animaux à sang chaud, comme les coliformes fécaux (coliformes thermo-tolérants) et les *Escherichia coli* (*E. coli*), sont utilisées pour évaluer le niveau de contamination bactériologique des eaux.

Au laboratoire, on a utilisé le matériel classique d'un laboratoire de microbiologie : Appareil de stérilisation (four Pasteur, autoclave), des appareils d'incubation (des étuves à 37°C, à 22°C et à 44°C), réfrigérateur, bec Bunsen.

Les géloses employées sont : Mac Conkey, Chapman, Hektoen, Salmonella-Shigella, Cetrimide, Viande foie (VF), Tryptone – Glucose - Extrait de levure - Agar (TGEA), Sabouraud. Les milieux d'enrichissement utilisés sont : (SFB), eau peptonée alcaline (EPA).

Pour le dénombrement des germes de contamination fécale on a utilisé les milieux liquides de dénombrement (BCPL, Rothe) et les milieux liquides de confirmation. (Bouillon Litsky, bouillon Schubert et/ou eau peptonée exempte d'indole).

Pour l'observation microscopique on a utilisée : un microscope optique, violet de gentiane, fuschine, lugol, alcool, huile de cèdre, lames et lamelles.

L'identification a été basée sur la galerie biochimique classique ou les API Systèmes Biomérieux. Ainsi, on a utilisé le matériel usuel de paillasse tel que les additifs, eau distillée, pipette pasteur, anse de platine, boîte de pétrie, etc [Aouissi, 2007].

La composition des milieux et des réactifs utilisés dans notre travail est détaillée dans (Annexe 1).

#### 4-1-Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiables :

Les germes totaux (GT) dit revivifiables sont la totalité des bactéries, levures et moisissures aéro-anaérobies, capables de former des colonies dans ou sur un milieu de culture.

➤ **Principe :**

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

Laisser solidifier sur paillasse environ 15mn.

Effectuer cette opération en double série de boîtes, dont la 1<sup>ère</sup> sera incubée à l'obscurité, couvercle en bas, dans une étuve à 22°C pendant 72 heures, et la 2<sup>ème</sup> dans une étuve à 37°C durant 48 heures [Rodier, 2009].

➤ **Lecture :**

Les colonies des micro-organismes revivifiables apparaissent sous formes lenticulaires poussant en masse.

➤ **Dénombrement :**

Retenir les boîtes contenant entre 30 et 300 colonies, au niveau de deux dilutions successives.

-Calculer ensuite la valeur du nombre N de microorganismes revivifiables à 22°C à part et celle du nombre N de microorganismes revivifiables à 37°C à part, en tant que moyenne pondérée, à l'aide de l'équation suivante :

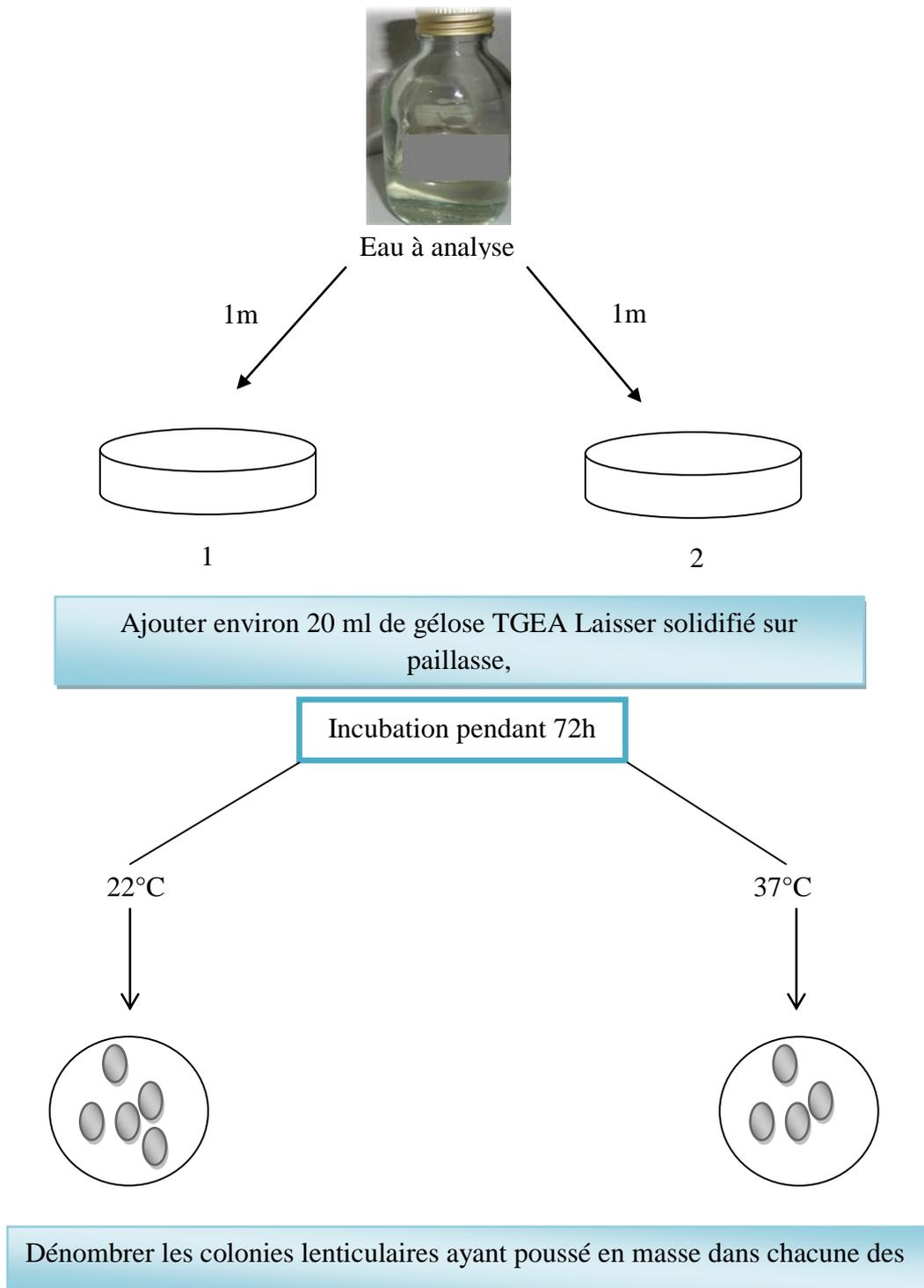
$$N = \frac{\sum c}{1.1 \times d}$$

Où :

$\sum c$  : 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<sup>x</sup> où x est la puissance appropriée de 10. [Labres et al., 2008]. Exprimer les résultats en GT/ml (Fig.4).



**Fig. 4 : Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables**

#### 4-2-Recherche et dénombrement des spores de Clostridium sulfito-réducteurs

Les bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR) présentent sous forme de gram positif, se développant en 24 à 48 heures sur une gélose VF en donnant des colonies typiques réduisant du sulfite de sodium ( $\text{Na}_2\text{SO}_3$ ), qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de  $\text{Fe}^{+2}$  qui donne  $\text{FeS}$  (sulfure de fer) de couleur noir (Fig. 05).

Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne [Labres, 2006].

##### Mode opératoire

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

-Prendre environ 25 ml à partir de l'eau à analyser, dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de  $80^\circ\text{C}$  pendant 10 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes.

-Après chauffage, refroidir immédiatement le tube en question, sous l'eau de robinet.

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

-Ajouter environ 20 ml de gélose Viande Foie, fondue, additionnée d'une ampoule d'Alun de fer et d'une ampoule de Sulfite de sodium, puis refroidie à  $45 \pm 1^\circ\text{C}$ .

-L'incorporation se fait dans un tube et non dans une boîte afin de limiter la surface de contact entre le milieu et l'air.

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

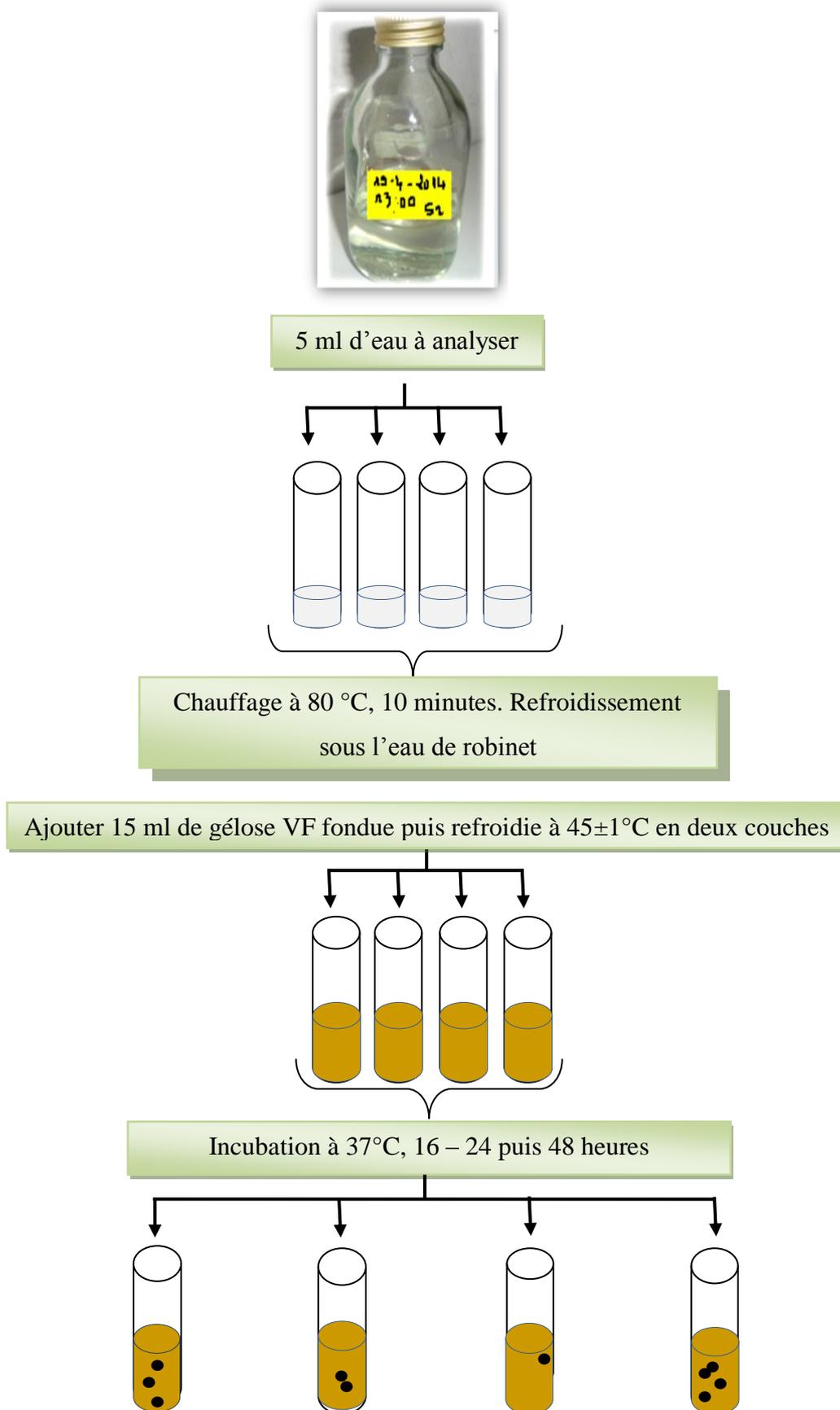
-Laisser solidifier sur paille pendant 30 minutes environ, puis incubé à  $37^\circ\text{C}$ , pendant 24 à 48 heures [Labres et Mouffok, 2008].

**➤ Lecture et démembrement**

Considérer comme résultat d'une spore de bactérie anaérobie sulfite-réductrice toute colonie noire entourée d'un halo noir. Exprimer le résultat en nombre de spore par 20 ml d'eau à analyser [Labres, 2006].

La première lecture doit absolument être faite à 16 heures et la deuxième lecture se fera à 24 heures et la troisième et dernière

Dénombrer toute colonie noire de 0,5 mm de diamètre, ayant poussé en masse et rapporter le nombre total des colonies dans les quatre tubes à 20 ml d'eau à analyser.



**Fig. 05 : Recherche et dénombrement des ASR**

### 4-3- Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux :

Le terme de «coliformes fécaux» ou de «coliformes thermo-tolérants» correspond à des coliformes qui présentent les mêmes propriétés (caractéristiques des coliformes) après incubation à la température de 44 °C. Le groupe des coliformes fécaux comprend entre autres les espèces suivantes : *Citrobacter freundii*, *Citrobacter diversus*, *Citrobacter amalonaticus*, *Enterobacter aerogenes*, *Enterobacter cloacae*, *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Klebsiella oxytoca*, *Moellerella wisconsensis*, *Salmonella*, *Yersinia*, *enterocolitica* [Rodier, 2009].

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

- Le test présomptif : réservé à la recherche des coliformes dans le milieu BCPL (Bouillon lactose au pourpre de bromocrésol)
- Le test confirmatif : réservé à la recherche des coliformes thermo-tolérants et d'*Escherichia coli* dans le milieu Schubert ou l'eau peptonée exempte d'indole [Aberkan M, Harkat R, Mkhalfi M, 2011].

- **Test présomptif :**

On a travaillé avec 3 séries de 3 tubes :

3 tubes de BCPL D/C+ cloche de Durham,ensemencé avec 10 ml d'échantillon.

3 tubes de BCPL S/C+ cloche de Durham,ensemencé avec 1 ml d'échantillon.

3 tubes de BCPL S/C+ cloche de Durham,ensemencé avec 0.1 ml d'échantillon.

Les tubes inoculés sont homogénéisés par agitation douce pour ne pas faire pénétrer d'air dans la cloche.

La lecture se fait après 48 heures d'incubation dans une étuve à 37°C.

On considère comme positifs tous les tubes présentant à la fois une couleur jaune et de dégagements gazeux dans la cloche.

Tous les tubes présentant une couleur jaune et de gaz dans la cloche sont considérés comme positifs.

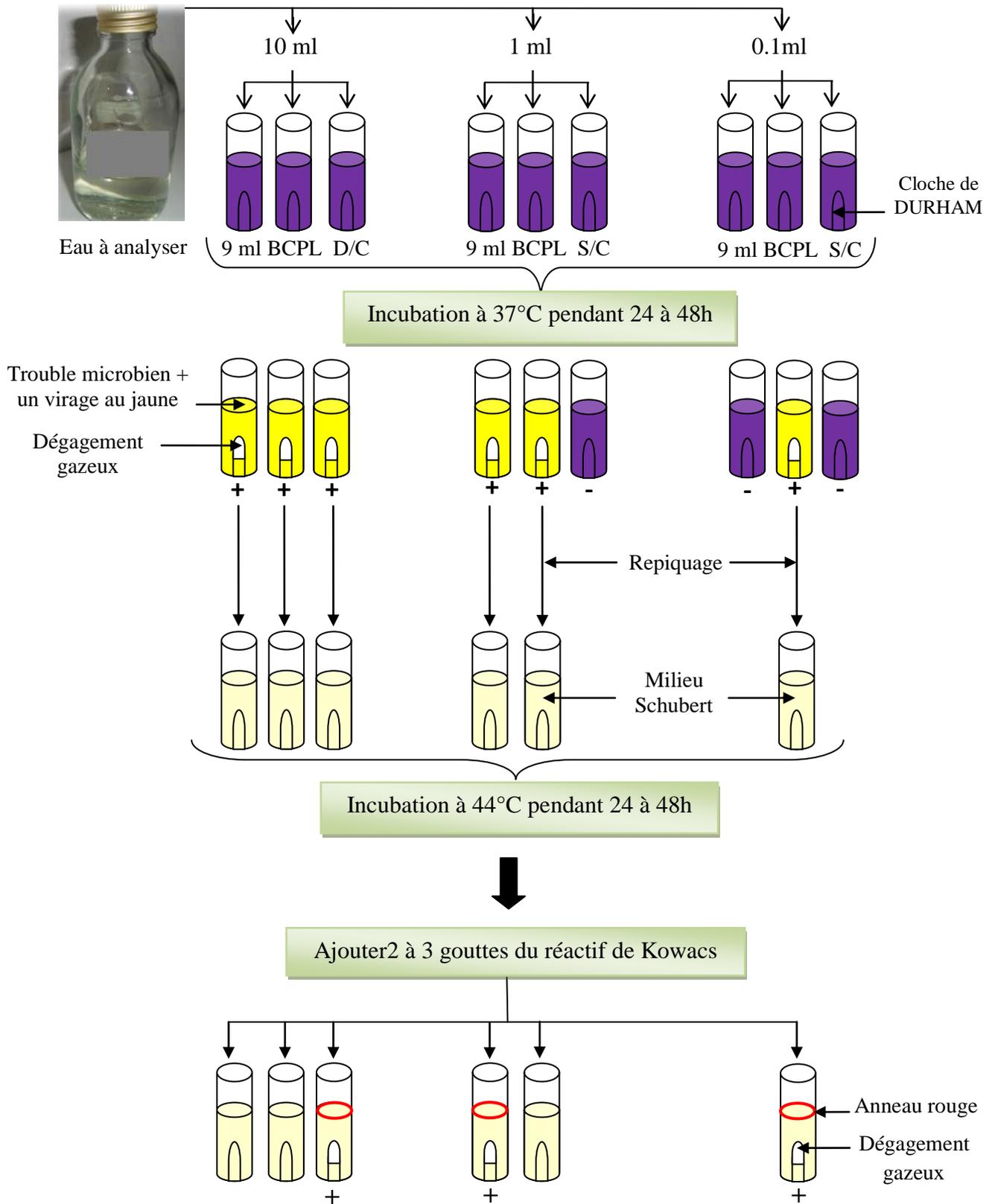
On note le nombre de tube positifs dans chaque série et on reporte à la table du NPP le nombre de coliformes totaux dans 100 ml d'échantillon d'eau (Fig. 06).

- **Teste confirmatif :**

A partir de chaque tube de BCPL positif, on ensemence avec 4 à 5 gouttes le milieu eau peptonée exempte d'indole avec la cloche de Durham (fig.0 6).

Après incubation à 44°C pendant 24 heures, les tubes ayant apparaitre un l'anneau rouge après l'ajout de réactifs Kowacs, avec production de gaz, sont considérées positifs (indole positif).

En déterminé le nombre des coliformes fécaux thermo-tolérants à partir de tables de NPP par CF /100 ml [Labres et *al.*, 2006].



**Fig.06 : Recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux *E.coli*.**

#### 4-4- Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux :

Les streptocoques fécaux ou de groupe «D» sont des bactéries qui se présente sous forme cocci à Gram positif, sphériques ou ovoïde formant des chainettes [Bourgeois et Leveau, 1980] ne possédant pas de catalase mais possédant l'antigène du groupe «D». Ils sont capables de se développer en 24 à 48h à 37°C sur un milieu sélectif à l'azoture de sodium [Labres et *al.*, 2008].

Les streptocoques fécaux sont dénombrés en milieu liquide à l'aide de deux bouillons de culture (milieu Rothe et milieu Eva litsky) par la technique de NPP en passant par deux tests consécutifs :

- Le test de présomption : réservé à la recherche des streptocoques.
- Le teste de confirmation : réservé à la confirmation réelle des streptocoques du groupe «D». (Fig.07)
- **Test présomptif :**

Les tubes présentant un trouble microbien pendant cette période sont présumés contenir les streptocoques fécaux et sont soumis au test confirmatif [Camille D, 2007].

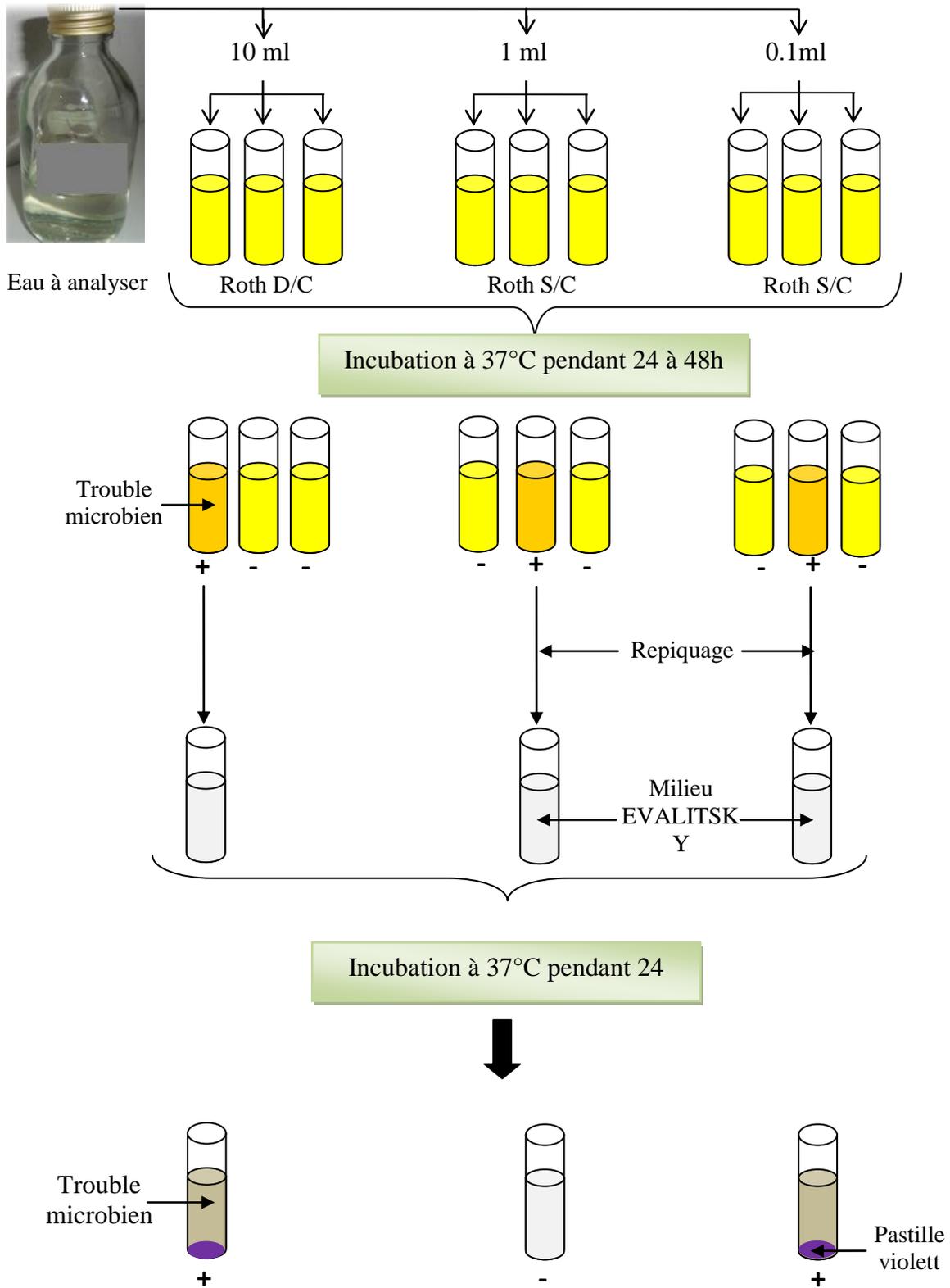
##### 3-4-2- Test confirmatif :

L'apparition d'un trouble microbien confirme la présence d'un streptocoque fécal.

Parfois, la culture s'agglomère au fond du tube en fixant le colorant et en formant une pastille violette de signification identique à celle du trouble [Rodier ,2009].

##### Expression des résultats :

Les résultats de dénombrement des streptocoques fécaux sont exprimés comme ceux coliformes en nombre de germes par 100 ml [Rodier, 2009].



**Fig.07 : Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux .**

## **4-5- Recherche des germes pathogènes :**

### **4-5-1- Recherche des salmonella.**

Les salmonella sont des entérobactéries qui se présentent sous forme de bacilles Gram (-), ne fermentant pas le lactose mais du glucose avec production de gaz et de H<sub>2</sub>S [Pechère et al., 1982].

#### **Mode opératoire :**

L'isolement des salmonella réalisent en passant par deux étapes d'enrichissement (fig.08).

#### **Premier Enrichissement :**

Le premier enrichissement s'effectue sur le milieu SFB (Bouillon au sélénite/ bouillon de Leifson) en ajoutant à ce dernier 10ml d'eau à analyser, puis incubé à 37°C pendant 18 à 24 heure [Labres, 2008].

#### **Deuxième enrichissement et isolement :**

Ce flacon fera l'objet :

- D'une part, d'un deuxième enrichissement sur milieu SFB en tubes à raison de 0,1ml
- d'autre part, d'un isolement sur gélose SS (Salmonella-Shigella). L'incubation se fait donc à 37°C pendant 24 heures [Labres ,2008].

#### **Lecture des boîtes et Identification :**

Le tube de sélénite fera l'objet d'un isolement, alors que les *Salmonella* se présentent sous forme de colonies de couleur gris bleu à centre noire [Rejsek, 2002 ; Délarras, 2008]

Ces colonies de Salmonella obtenu seront subir une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- Ensemencement d'un tube de Kligler-Hanja ou TSI qui sera incubé à 37°C, 24 h (Lactose, Saccharose, Glucose, Gaz et H<sub>2</sub>S) [Camille D, Trébaol B, 2003].
- Identification biochimique par l'API20E.

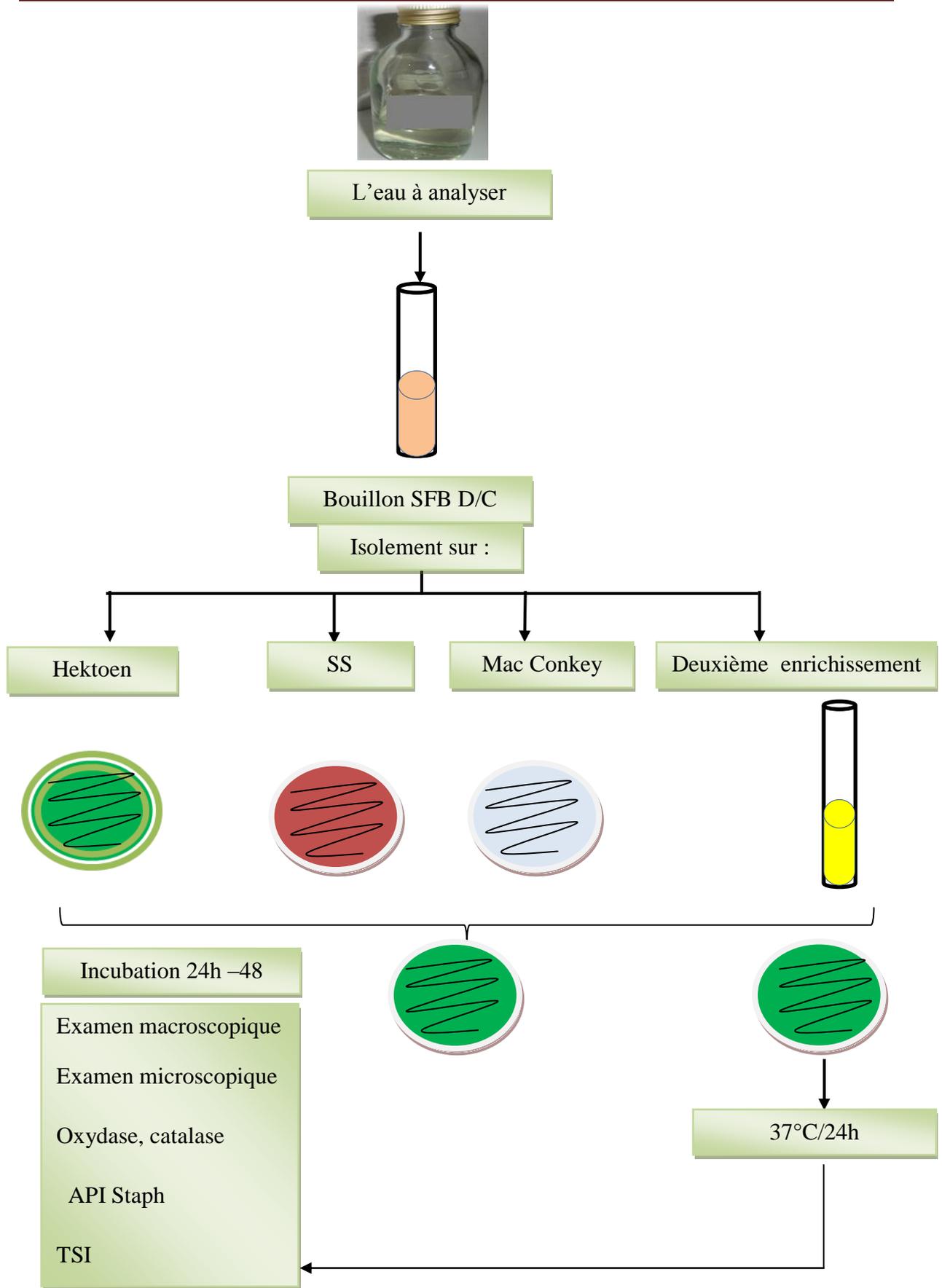


Fig.08 : Recherche des Salmonelles

#### 4-5-2-Recherche des Vibrio :

##### ➤ Mode opératoire :

Premier jour : L'enrichissement primaire s'effectue sur le milieu Eau Peptonée Alcaline (EPA) en mettant une quantité d'eau à analyser dans un tube d'EPA. Ce dernier sera par la suite incubé à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $20 \pm 4$  heures [Hamed M, Guettache A, Bouamar L, 2012].

Deuxième jour : Enrichissement secondaire et isolement

Après incubation, le tube constituant l'enrichissement primaire fera l'objet :

D'un isolement sur gélose GNAB 1, l'incubation se à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $20 \pm 4$  heures.

D'un deuxième enrichissement en transmettant quelques gouttes de la surface dans un nouveau tube d'EPA.

D'autre part, la boîte de gélose GNAB 1 subira une lecture après 24 heures en tenant compte du fait que les Vibrions se présentent le plus souvent sous forme de grosses colonies lisses, transparentes et très caractéristiques [Hamed M, Guettache A, Bouamar L, 2012].

##### ➤ Isolement

Prélever de la surface du dernier milieu d'enrichissement et ensemer une boîte GNAB .Incuber à  $37^\circ\text{C}$  pendant 24h [Marchal, 1982].

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

- ✓ Etat frais.
- ✓ Coloration de Gram.
- ✓ Teste oxydase.
- ✓ Une galerie biochimique AP20E (fig.09).

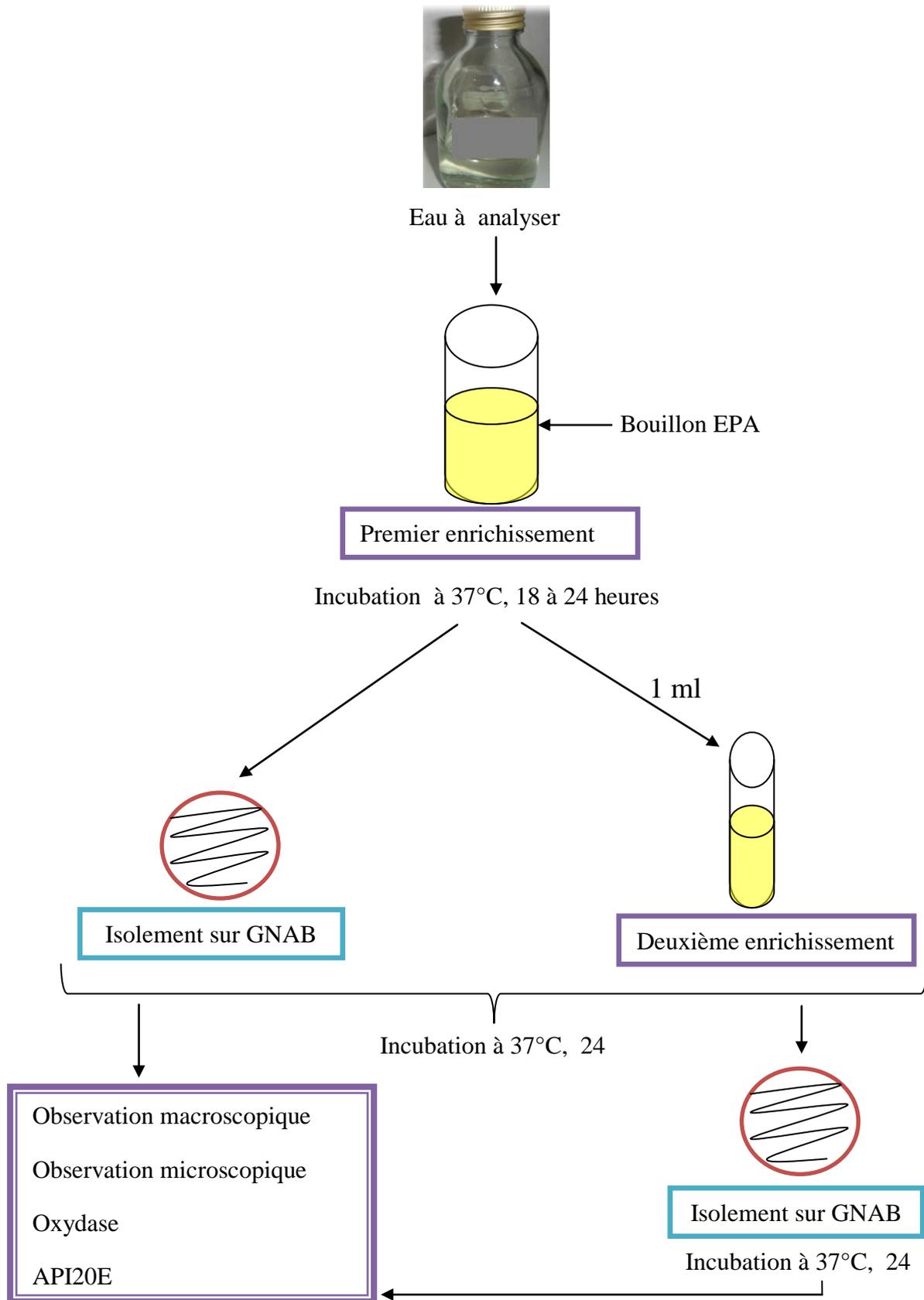


Fig. 09: Recherche et identification de Vibrio.

### 4-5-3 - Recherche des Staphylocoques

#### Mode opératoire

##### ➤ Isolement

Le milieu Chapman permet l'isolement sélectif de *Staphylococcus* sur la base d'une tolérance à une forte teneur en NaCl, 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 24h.

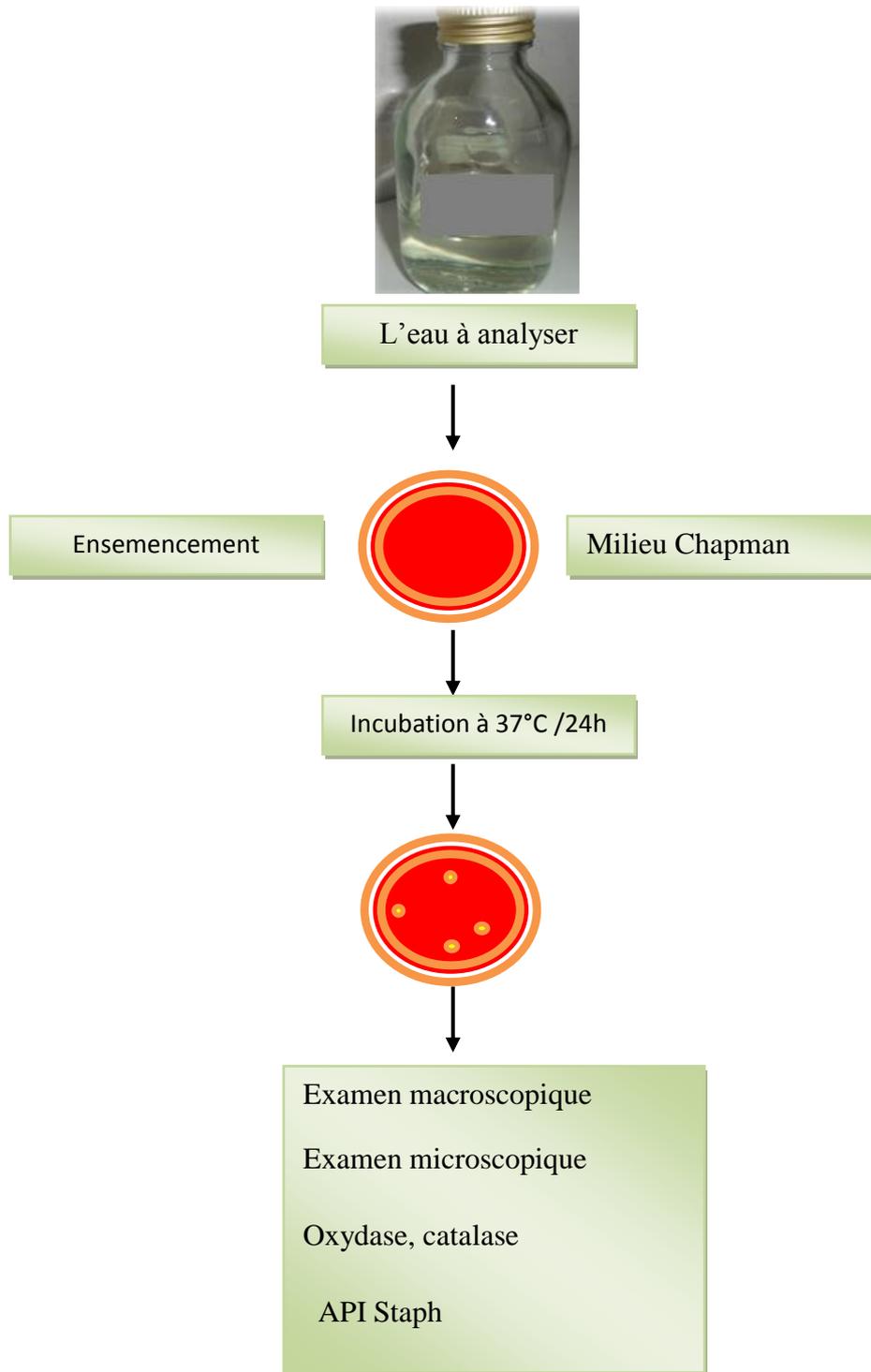
##### ➤ Identification :

Les colonies sont alors entourées d'un halo jaune puisqu'elles fermentent le mannitol tout comme parfois *S. saprophyticus*, *S. epidermidis* et *S. cohnii* [Denis et Ploy M. C, Martin C, Bingen E, Quentin R., 2007].

Les souches de *Staphylococcus aureus* sont de taille importante et élaborent leurs propre pigment ; elles apparaissent en jaune, surmontant une zone jaune par la suite de la fermentation du mannitol [Rodier, 2009].

L'identification des staphylocoques nécessite la mise en œuvre de réactions spéciales au genre :

- ✓ Etat frais et coloration de Gram ;
- ✓ Test à la catalase ;
- ✓ Mannitol ;
- ✓ Recherche de la coagulase libre (Fig.10).



**Fig.10 : Recherche des Staphylocoques.**

**4-5-4: Recherche de *Pseudomonas aeruginosa***

Le genre *Pseudomonas* est fait de bacilles Gram négatif, droits et fins, aux extrémités arrondies, mobiles (à ciliature polaire), aérobies stricts, oxydase positive et se caractérise par la pigmentation bleu-vert de ses colonies [Camille D, Trébaol B, 2003] .

- **Mode opératoire :**

A L'aide d'une anse de platine on ensemence la surface d'un milieu de culture King A ensuite un milieu de culture King B est on incube les milieux à 37°C pendant 24h(Fig.11).

- **Identification :**

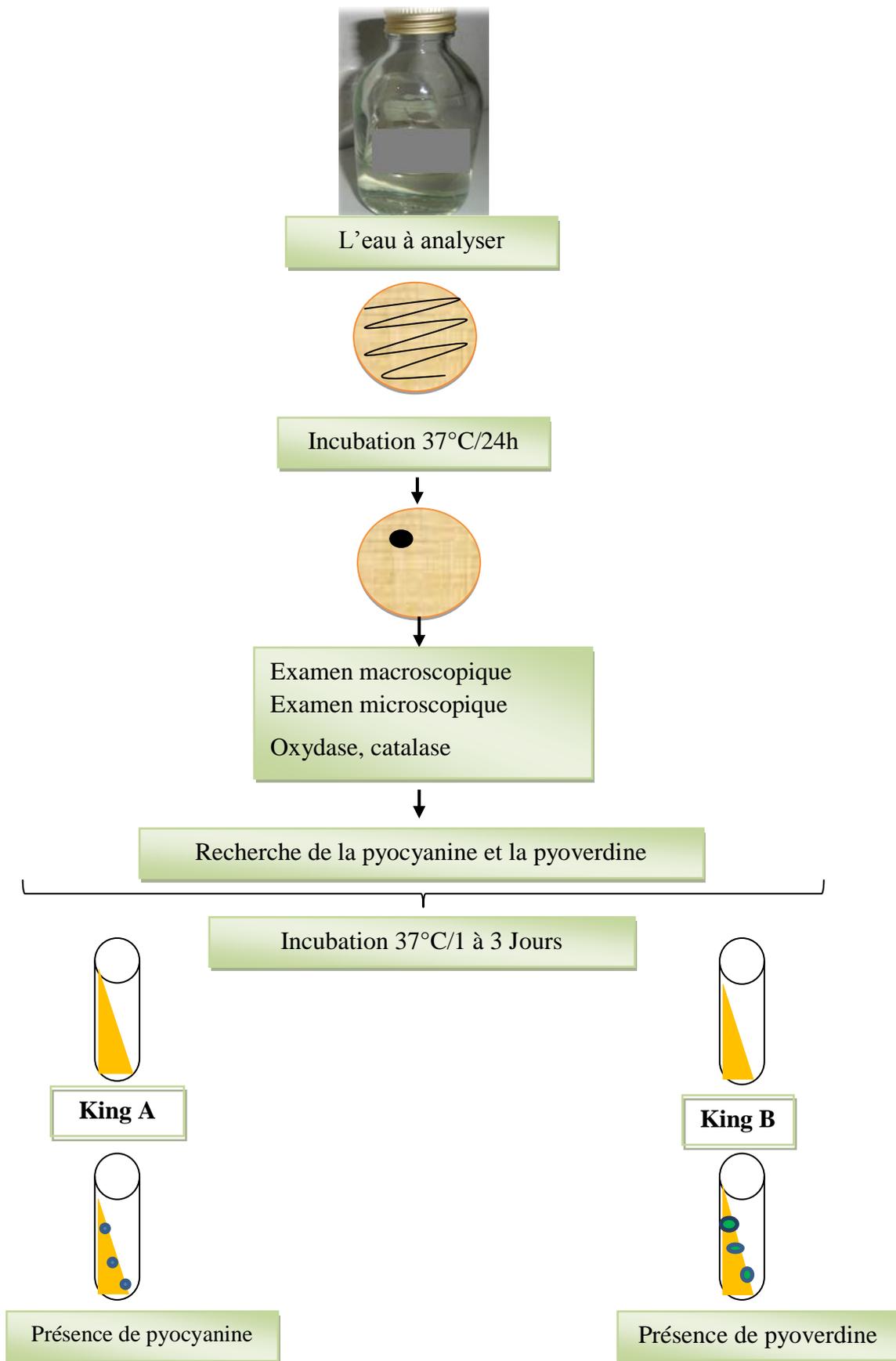
-Coloration de Gram ;

-Examen directe entre lame et lamelle (état frais), il permet d'observer la mobilité des germes [Labres, 2008].

-Oxydase.

-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 (*P. fluorescence*) est souvent masquée par la pyocyanine, sa production est maximale sur milieu de King B [Pilet et al. ,1987].



**Fig.11 : Recherche de Pseudomonas.**

## 5-L'identification :

### 5-1- Examen macroscopique des caractères cultureux :

L'aspect des colonies dépend du milieu, de la durée et la température d'incubation. Il ne pourra être décrit convenablement qu'à partir des colonies bien isolées. La description des colonies doit mentionner plusieurs éléments [Joffin et *al.*, 2001] :

- 3- La taille.
- 4- La forme : bombée, plate, ombiliquée, à centre surélevé.
- 5- L'aspect de la surface : lisse, rugueux.
- 6- L'opacité : opaque, translucide ou transparente.
- 7- La consistance : grasse, crémeuse, sèche ou muqueuse.
- 8- Pigmentation.

### 5-2- Examen microscopique après coloration de Gram :

La coloration de Gram a pour but de différencier les bactéries Gram positives des bactéries Gram négatives et aussi d'observer leur morphologie [Lightfoot N. F, 2002].

La coloration de Gram s'effectue de la manière suivante :

- Préparation par le violet : Laisser agir la solution de cristal violet pendant 1 mn. Laver à l'eau.
- Mordantage : laisser agir le lugol 1 mn. Laver à l'eau.
- Décoloration : laisser agir l'alcool pendant 30 secondes. Laver à l'eau.
- Recoloration : laisser agir la solution de Fuschine pendant 30 à 40 secondes. Laver à l'eau, et sécher [Joffin, et Joffin G, 2003].

### 5-3- Examens liés aux caractères biochimiques :

#### ❖ La Galerie Api 20E :

La galerie API 20 E est un système pour l'identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles à Gram négatif, comprenant 20 tests biochimiques standardisés et miniaturisés, ainsi qu'une base de données.

#### • Mode opératoire :

L'opération s'effectue selon les étapes suivantes :

- ✓ Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir environ 5 ml d'eau distillée dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide.
- ✓ Remplir tubes et cupules des tests : |CIT |, |VP |, |GEL|, avec la suspension bactérienne.
- ✓ Remplir uniquement les tubes (et non les cupules) des autres tests.
- ✓ Créer une anaérobiose dans les tests : ADH, LDC, ODC, URE, H<sub>2</sub>S en remplissant leurs cupules avec l'huile de paraffine.
- ✓ Refermer la boîte d'incubation, coder et placer à 37 °C pendant 18-24 heures [Leclerc, 1996].
- **Lecture :**

Noter sur la fiche de résultat toutes réactions spontanées. Si le glucose est positif et/ou si 3 tests ou plus sont positif : révéler les tests nécessitant l'addition de réactifs (Annexe 1).

- ✓ Test VP : ajouter une goutte de réactif VP1 et VP2. Attendre au minimum 10 minutes. Une couleur rose franche ou rouge indique une réaction positive.
- ✓ Test TDA : ajouter une goutte de réactif TDA. Une couleur marron foncée indique une réaction positive.
- ✓ Test IND : ajouter une goutte de réactif de Kowacs. Un anneau rouge obtenu en 2minutes indique une réaction positive.

La lecture de ces réactions se fait selon le profil numérique à l'aide du catalogue analytique API 20 [Mouffok F, 2001].

#### ❖ La galerie API Staph :

La préparation de la galerie est identique à celle de l'API 20E.

- **La préparation de l'inoculum :**
  - Réaliser une pré-culture sur gélose Chapman
  - Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule API Staph Medium.
- **Inoculation de la galerie :**
  - Introduire la suspension dans les tubes de la galerie en évitant la formation de bulles.
  - Pour les caractères ADH, URE, remplir les cupules d'huile de paraffine.
  - Incuber 24 heures à 37°C [Aberkan M, Harkat R, Mkhalfi M, 2011].

- **Lecture de la galerie API Staph :**

- Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au Tableau de Lecture.
- Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs : voir tableau de résultats. (Annexe 1).

**5-4-Lecture et interprétation des galeries API:**

La lecture de ces réactions se fait par comparaison aux témoins de croissance et l'identification est obtenue à l'aide du Catalogue Analytique, de l'automate ATBTM, du mini API, ou du logiciel d'identification APIWEB après la constitution d'un profil numérique pour chaque API utilisée [Aouissi, 2007].

## 6-Les analyses phytoplanctoniques :

Pour Analyse quantitative et qualitative des phytoplanctons les prélèvements sont effectués avec les mêmes fréquences que pour l'étude physico-chimique et bactériologique.

L'échantillon de phytoplancton est fixé sur le terrain à l'aide d'une solution de Lugol Alcalin afin d'obtenir une concentration finale d'environ 0,5 % dans l'échantillon, soit environ 8 gouttes pour 100 ml (ou 2,5 ml pour un flacon de 500 ml). Cette concentration finale peut s'apprécier à la couleur brun clair, orangée [Christophe L.T et *al.*, 2009].

À partir des échantillons d'eau brute fixés au Lugol, 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).

### 6-1- Analyse qualitative

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

Après le dépôt des espèces lugolées au fond du flacon, un volume de l'eau (20  $\mu$ 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.

#### 5-1-1- 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).

### 6-1-2-Diversité globale :

- **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].

- **Indices de diversité**

De nombreux indices de diversité sont ainsi proposés et permettent de donner une expression qualitative plus ou moins pertinente de la structure de l'écosystème.

Dans cette étude, nous avons utilisé l'indice de Shannon qui considère à la fois l'abondance et la richesse spécifique.

L'indice de Shannon ( $I_{sh}$ ) peut se calculer sous deux formes, en utilisant le biovolume et l'effectif spécifique :

$$I_{sh} = -\sum [(ni/N) \times \ln (ni/N)]$$

Avec :

$ni$  = le biovolume ou l'effectif de la  $i^{\text{ème}}$  espèce et  $N$  = le nombre total d'individus dans l'échantillon.

### 6-2-Analyse quantitative :

#### 6-2-1-Abondance

En tant que concept écologique, l'abondance est une composante importante de la diversité [Hurlbert, 1971].

Suivant le type d'organismes, l'unité de comptage a été soit une cellule, une colonie ou un filament. Dans chaque champ, le nombre d'individus (ou unité de comptage) a été déterminé.

Le comptage s'effectue à l'aide d'un objectif x100 avec des balayages de toute la surface de la lamelle.

### 7-3-dosage des pigments chlorophylliens:

Le phytoplancton de l'eau de mer est en général évalué par la mesure de la chlorophylle (chlorophylle a). Parmi les méthodes utilisées, celle par spectrophotométrie d'absorption moléculaire est réservée aux contrôles de routine. La chromatographie liquide haute performance (CLHP) est considérée comme la méthode de référence. Enfin la méthode par spectrofluorimétrie intéressante pour sa grande sensibilité a l'inconvénient de ne pas être suffisamment fidèle.

Les pigments chlorophylliens sont très sensibles à la lumière et au pH. En milieu acide, la dégradation de la chlorophylle produit de la phéophytine a [Rodier *et al.*, 2005].

- **Principe :**

La chlorophylle, après extraction de l'eau de mer par filtration et sa solubilisation dans l'acétone à 90%, présente une absorbance à 664,647 et 630nm suivant sa nature a, b ou c [Amino et Kerouel, 2004].

- **Prélèvements :**

Prélever les échantillons en flacons de verre ou de polyéthylène de 1L, les remplir complètement et les boucher en évitant l'entrée d'air. Conserver les prélèvements à 4°C et à l'obscurité [Amino et Kerouel, 2004].

#### **Mode opératoire :**

- **Filtration :**

- Filtrer l'échantillon d'eau brute à travers un filet ou un tamis de 200 à 250 µm de vide de maille ce qui permet l'élimination grossière du zooplancton.

Filtrer un volume connu d'échantillon (0.5 à 5 litres) sous vide, sur membrane en fibre de verre (WHATMAN GF/C 47 µm) recouverte au préalable d'une fine couche de carbonate de magnésium pour éviter l'altération de la chlorophylle [Amino et Kerouel, 2004].

- **Extraction :**

- Introduire la membrane filtrante dans un tube à centrifuger contenant 10 ml d'acétone à 90%.
- Déchiqueter le filtre à l'aide d'une baguette ou d'un tube en verre à embout coupant. Boucher et agiter vigoureusement pour disperser les fibres.

Laisser l'extraction cétonique se poursuivre une nuit au réfrigérateur [Amino et Kerouel, 2004].

• **Centrifugation et transfert de l'extrait préalable à la mesure spectroscopique :**

- Contrôler le volume du solvant, le noter ou l'ajuster. Les tubes doivent être bouchés jusqu'à la mesure.
- Centrifuger les tubes durant une minute à 3000 - 4000 tours, faire tomber les fibres de verre qui adhèrent la paroi.
- Centrifuger à nouveau 5 à 10 mn à 3000 - 4000 tours.
- Transférer le surnageant de centrifugation dans la cuve de mesure (par aspiration)

[Amino et Kerouel, 2004].

**d) Mesure des absorbances selon la méthode trichromatique:**

- Laisser revenir à température ambiante les extraits s'ils sont froids.
- Rincer 2 fois la cuve avec un peu d'extrait à analyser.
- Transférer dans la cuve assez de volume pour faire la mesure. Veiller à ne pas entraîner des fibres.
- Vérifier la propreté des faces de la cuve et la positionner correctement sur le portoir.
- Mesurer les absorbances brutes de l'extrait à 630, 647, 664 et 750 nm :

$A_{630 \text{ brut}}$ ,  $A_{647 \text{ brut}}$ ,  $A_{664 \text{ brut}}$  et  $B_{\text{brut}}$  [Amino et Kerouel, 2004].

**e) Calculs des concentrations de pigments selon la méthode trichromatique** [Amino et Kerouel, 2004].

$$A_{630} = (A_{630 \text{ brut}} - bc_{630}) - (B_{\text{brut}} - bc_{750})$$

$$A_{647} = (A_{647 \text{ brut}} - bc_{647}) - (B_{\text{brut}} - bc_{750})$$

$$A_{664} = (A_{664 \text{ brut}} - bc_{664}) - (B_{\text{brut}} - bc_{750})$$

Calculer les chlorophylles a selon l'équation suivante:

$[\text{Chl a}] \mu\text{g/l} = (11,85 \times A_{664} - 1,54 \times A_{647} - 0,08 \times A_{630}) \times v / V_{\text{xl}}$
--

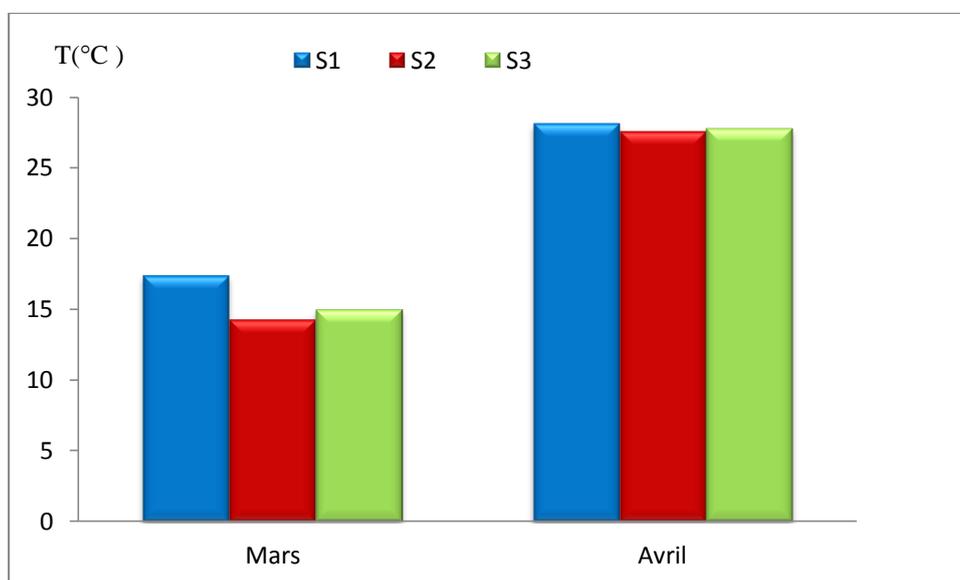
### 1-Résultats des analyses physicochimiques mesurés *in situ* :

La qualité physico-chimique des eaux est déterminée à partir des mesures ponctuelles et non continues. Il est donc possible que les prélèvements soient réalisés lors de conditions exceptionnelles (aussi bien favorables que dé favorables), peu représentatives du véritable état du milieu.

Les résultats que nous avons obtenus, nous a permis d'obtenir les différent courbes qui récapitulent notre étude.

#### ➤ La température :

La température est un facteur écologique très important qui a une grande influence sur les propriétés physico-chimiques des écosystèmes aquatiques. Elle conditionne les possibilités de développement et la durée du cycle biologique des espèces aquatiques [Aberkan et *al.*, 2011].



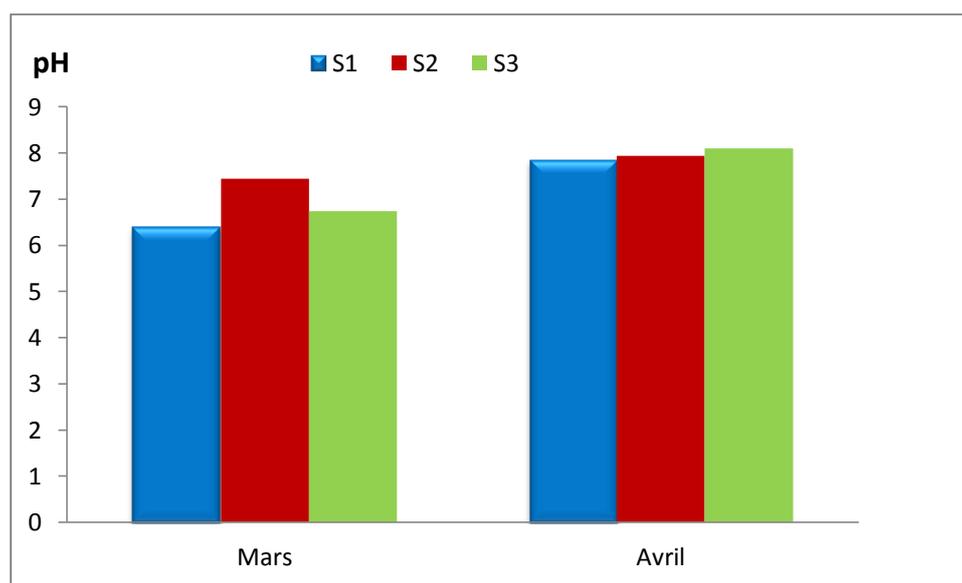
**Figure.12 : Variations de la température de l'eau du lac Oubéira.**

D'après les résultats, la température minimale obtenue est de 14,3 °C enregistrée dans la station 1 pendant le mois de mars. La température maximale est de 28,1°C noté dans la station 1 pendant le mois d'avril (Fig.12).

➤ **Le potentiel d'hydrogène (pH) :**

Le pH doit être compris entre 5 et 9 pour permettre un développement normal de la faune et de la flore.

Le pH des eaux naturelles est lié à la nature des terrains traversés. Il donne une indication sur l'acidité ou l'alcalinité d'une eau. Du point de vue sanitaire, un pH élevé peut provoquer un problème de corrosion alors qu'un pH faible peut modifier le goût de l'eau [Aouissi, 2009].

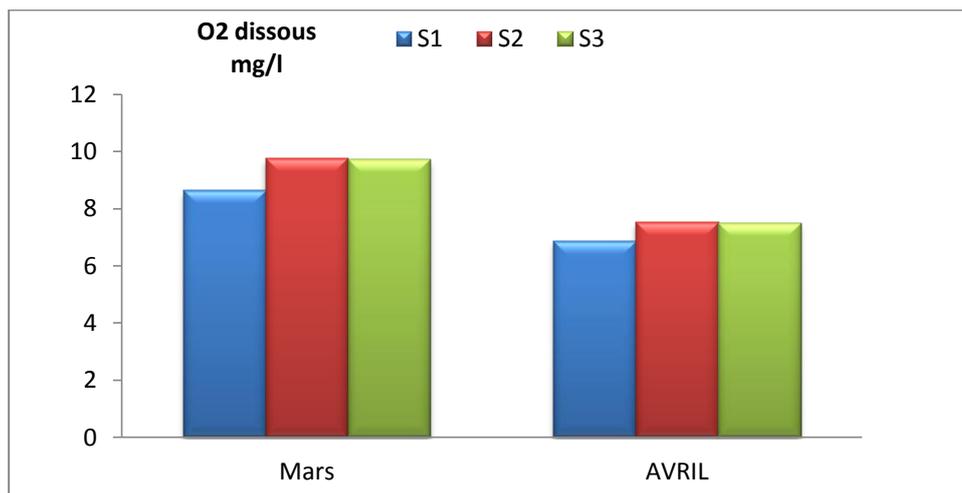


**Fig.13 : Variations spatio-temporelles du pH de l'eau du lac Oubeira.**

La valeur la plus faible est de 6,40 mesurée dans la station 1 pendant le mois de mars et la plus élevée est de 8,10 obtenue dans la station 3 pendant le mois d'avril. Le pH de l'eau de lac Oubeira est plus au moins alcaline ce qui est le cas de la majorité des eaux de surface. Cette gamme de pH favorise la multiplication et la croissance des microorganismes.

➤ **L'oxygène dissous :**

L'oxygène dissous est un composé essentiel de l'eau car il conditionne la vie des microorganismes aquatiques. La diminution de sa teneur génère un milieu favorable à la fermentation et aux dégagements d'odeur [Rodier, 1996].



**Fig.14: Variations de teneur de l'oxygène dissout de l'eau du lac Oubeira .**

Les valeurs enregistrées durant les deux mois montrent qu'au mois de mars des valeurs d'oxygène dissout est très élevée avec des valeurs entre 8,63 à 9,75mg/l.

Qui est due à la présence d'une très dense végétation (macrophytes et microphytes)

Et également à une forte agitation des masses d'eau.

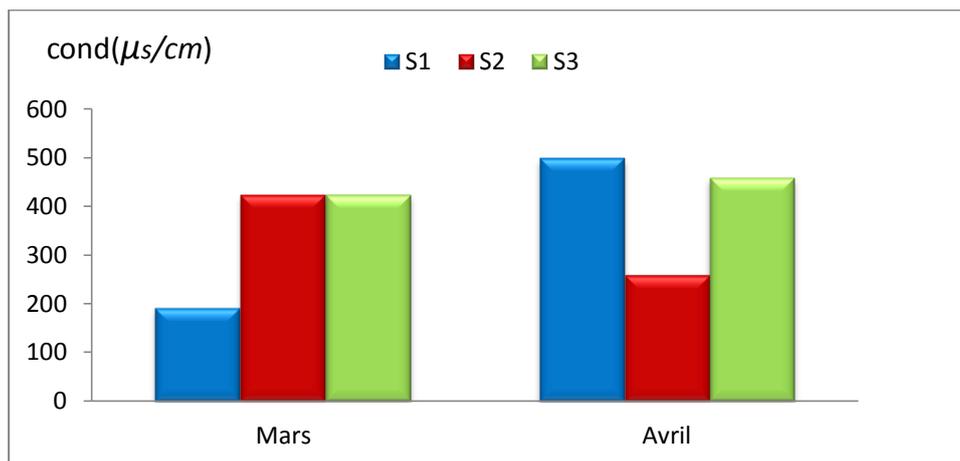
Au mois d'avril les valeurs enregistrées moins élevée de 6,86 à 7,52 mg/l.

➤ **La conductivité électrique :**

Elle est proportionnelle à la quantité des sels minéraux dissous dans l'eau donc ,la mesure de la conductivité électrique permet d'évaluer rapidement la minéralisation globale de l'eau [Rodier,1996].

Une conductivité électrique élevée est synonyme de pollution de l'eau. Elle permet d'avoir une idée sur la de l'eau .une conductivité élevée traduit soit des pH anormaux, soit une salinité élevée [Rodier ,2005].

La conductivité est également fonction de la température de l'eau : elle est plus importante lorsque la température augmente. Elle s'exprime en micro siemens par centimètre [Detay, 1993].

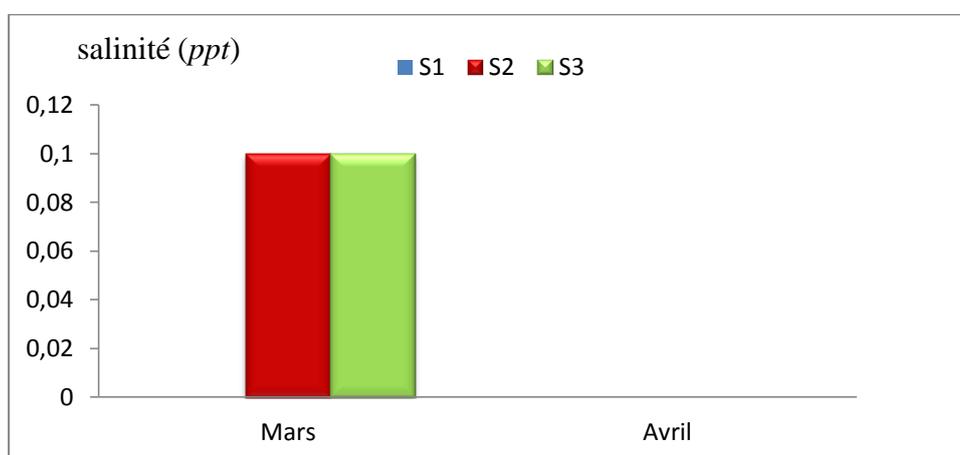


**Fig.15: Variations de la conductivité électrique de l'eau du lac Oubeira.**

La conductivité de l'eau du lac durant le mois de mars varie entre 191,4 et 498  $\mu\text{s/cm}$  respectivement dans les stations 1 et 2 ce qui signifie que l'eau est moyennement minéralisée, donc, l'eau est de bonne qualité selon la grille de appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la conductivité (Fig. 15).

➤ **Salinité :**

La salinité moyenne mesurée est 0,3, elle arrive à un maximum de 0,7 pendant la période sèche, et à minimum de 0,1 due probablement à l'effet de dilution pendant la période pluvial [Bousaaroura, 2011].

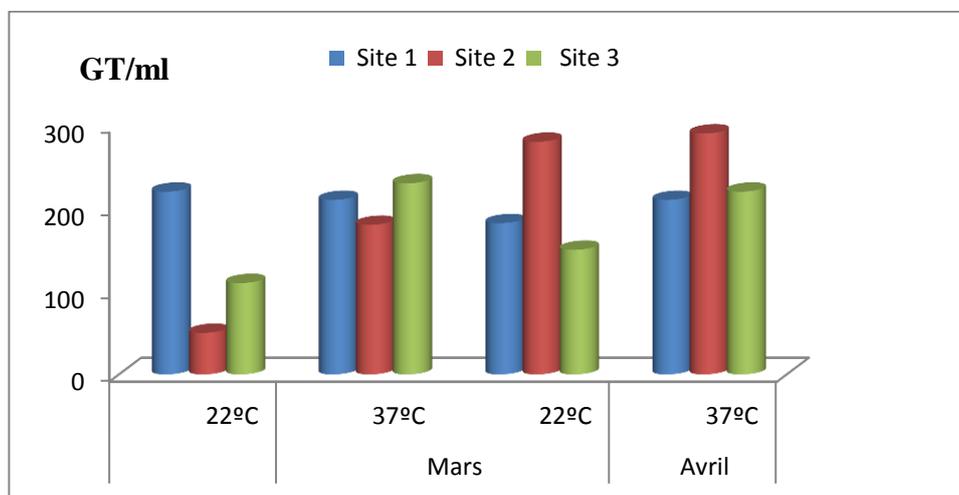


**Figure16: Variations de la salinité de l'eau de lac Oubeira.**

la salinité du lac Oubeira est toujours autour de 0 et 0,1 ppt : la salinité de l'eau douce (Fig. 16).

## 2- Résultats des analyses bactériologiques :

L'objectif de l'analyse bactériologique d'une eau n'est pas effectuer un inventaire de toute espèce présente, mais de rechercher soit celles qui sont susceptibles d'être pathogène, soit ce qui est souvent plus aisé, celles qui les accompagnent et qui sont en plus grande nombre.



**Figure .17: Evaluation du nombre des germes revivifiables à 22°C et à 37°C.**

Nos résultats ont montrés que le nombre des germes totaux incubés à 22°C en mois d'Avril est plus élevé qu'en mois de Mars dans les Trois sites du lac Oubeïra avec un taux maximum de 300 GT/ ml dans la station 2 (en avril) et un minimum de 50 GT/ ml (en mars) (Fig.17) et même chose est observé pour ceux qui ont été incubés à 37°C, cela peut s'expliquer par la diminution et augmentation des chut de pluies.

### 2-1-Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR) :

Les anaérobies sulfito-réducteurs sont souvent considérés comme des indices de contamination. La forme sporante beaucoup plus résistante que les formes exclusivement végétatives des coliformes fécaux et des streptocoques fécaux, permettrait ainsi de déceler une pollution fécale ancienne, bien que l' puisse pas être toujours le cas, car les clostridies sulfito-réductrices avoir une origine tellurique. [Aouissi et *al*, 2007].

Les anaérobies sulfito-réducteurs sont souvent considérés comme des indices de contaminations anciennes.

Nos résultats montrent l'absence totale d'un halo noire dans les tube contenant le milieu viande fois (VF) ce qui explique L'absence de spore des anaérobies sulfito-réducteurs dans le site de prélèvement pendant la période d'étude (tab.2).

**Tableau N°2: Résultat de la recherche des Anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).**

Mois	Station 1	Station2	Station 3
Mars	Négatif	Négatif	Négatif
Avril	Négatif	Négatif	Négatif

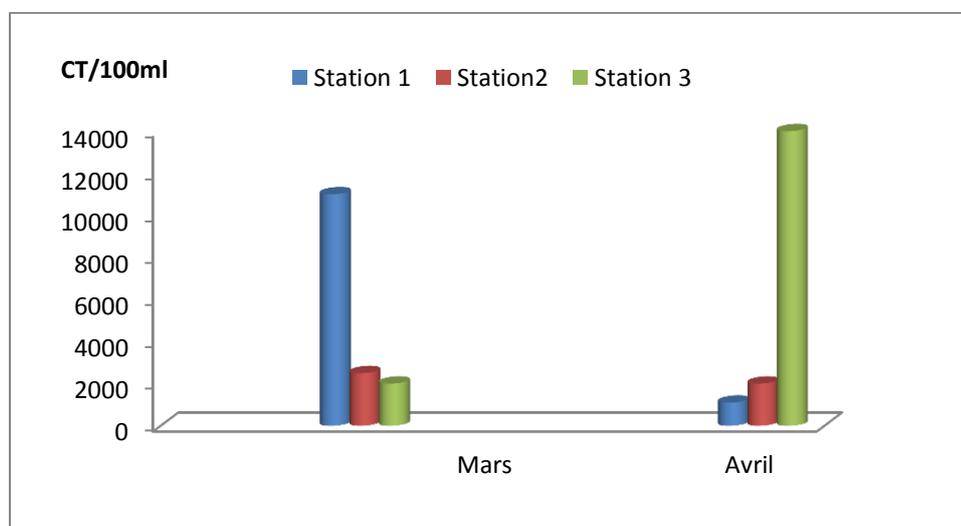
## 2-2-Recherche et dénombrement des témoins de contamination fécale :

### 2-2-1-Recherche et dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux :

- **Coliformes totaux :**

Le groupe des coliformes totaux est utilisé depuis la fin 19<sup>ième</sup> siècle comme indicateur de la qualité microbienne de l'eau ; parce qu'il peut être indirectement associé à une pollution d'origine fécale.

La présence des coliformes totaux dans l'eau traitée, ou le dépassement des normes réglementaires n'implique pas nécessairement un risque pour la santé publique. En effet, la plupart des espèces de ce groupe ce groupe se trouvent naturellement dans le sol ou dans la végétation [Edberg et *al.*, 2000].

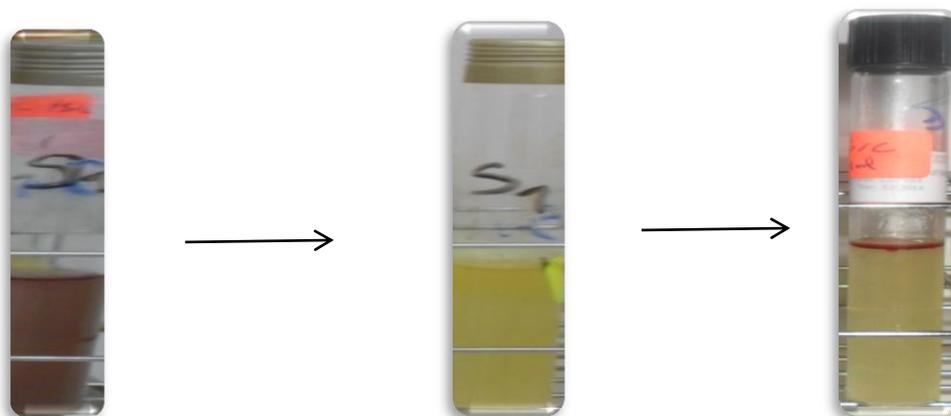


**Fig.18 : Estimation des coliformes totaux dans l'eau du lac Oubeïra.**

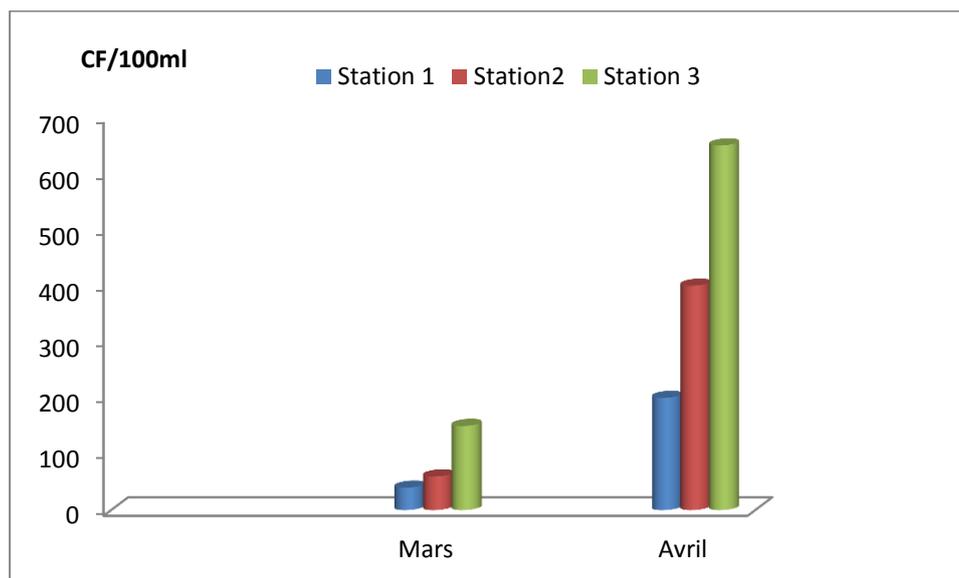
L'effectif des coliformes totaux a atteint son maximum en mois d'avril dans les deux stations 1 et 3 respectivement avec 11000 CF/100ml et 14000 CF/100ml Par contre le minimum est observé dans la station 1 en mois d'avril avec 1100 CF/100ml.

- **Coliformes fécaux :**

Le nombre de coliforme fécaux est un indice complémentaire confirmatif de la présence d'*Escherichia coli* parmi les coliformes dénombrés précédemment (Fig. 19).



**Fig.19 : Résultat de la recherche des coliformes fécaux (photo par Souaad).**



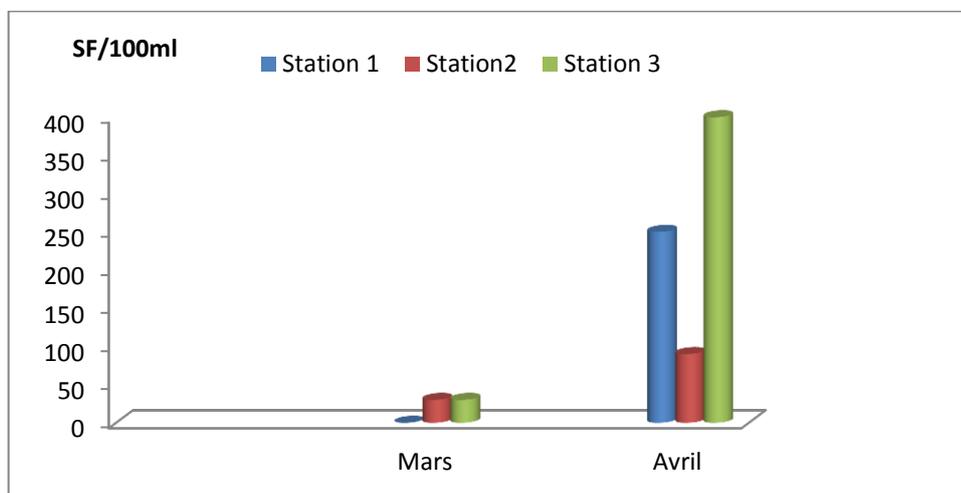
**Fig.20 : Evaluation du nombre des coliformes fécaux.**

Le nombre des coliformes fécaux varie entre 40 et 650 CF/100ml cette valeur maximale à été enregistrée durant le mois d'avril. Cette contamination est due à une pollution d'origine fécale.

Les coliformes fécaux inférieure à celui des coliformes totaux car les coliformes fécaux préfèrent des températures plus élevée.

### 2-2-3-Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux :

Les streptocoques fécaux sont des excellents indicateurs de contaminations récentes par la matière fécale des animaux [Rodier et al, 2009].



**Fig.21 : Evaluation du nombre des streptocoques fécaux.**

Notre étude a montré que les valeurs les plus élevées sont observées dans la station 3 avec un maximum de 400 SF/100 ml L en mois d'avril, mais on obtient une absence au niveau de la station 3 dans les deux mois (mars et avril), ce qui signifie l'absence d'une contamination fécale dans ce site.

### 2-3-Identification des colonies bactériennes:

Deux étapes primordiales ont été suivies durant la recherche des germes pathogènes : l'observation macroscopique et microscopique des colonies et cellules isolées et une identification biochimique par la galerie biochimique classique, les API systèmes et les tests des galeries classiques [Rodier et al., 2009].

Les résultats sont résumés dans les tableaux et les figures ci-dessous : Tab N°(3)

## 2-3-1-Caractères morphologiques et coloration de Gram :

**Tableau N°(03) :** Aspect macroscopique, microscopique et identification des colonies bactériennes isolées dans l'eau du lac Oubeira.

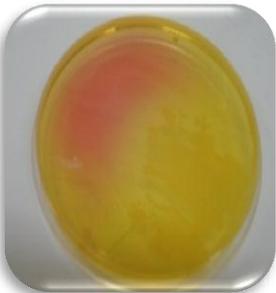
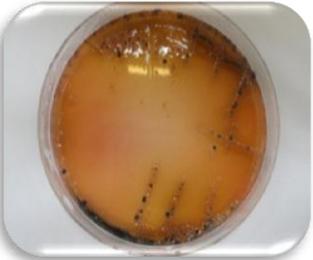
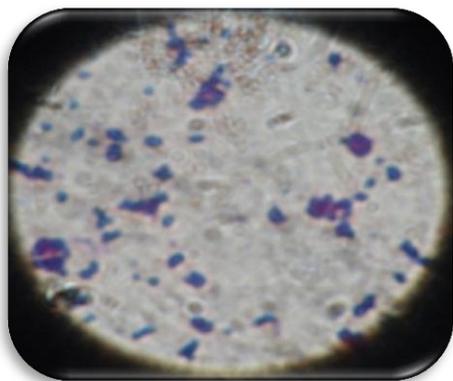
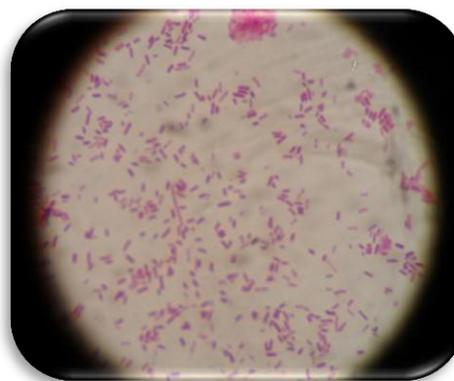
Culture	Observation macroscopique	Observation microscopique	Espèces
Gélose Mac Conkey (MC) 	-Circulaire, ondulés, arrondie, rigoureuse, transparente légèrement blanchâtre.  - Colonies irrégulières, incolores à roses	-bacilles isolés à Gram négatif.  -bacilles à Gram négatif.	<i>Salmonella typhimurium</i>  <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Gélose Hektoen (GH) 	-bleu vert ,petite colonie ,centre noir , plat , lisse, opaque, rigoureuse,.	-Bacilles isolés, Gram négatif.	<i>Clostridium butyricum</i>
Milieu Chapman 	-Colonies petites, jaunes dorée, circulaires, bombées, lisses, translucides.  -Colonies petites, jaunâtre, circulaires, bombées, lisses, translucides.	-Cocci regroupées en grappe de raisin, Gram positif.  - Cocci regroupées en amas, Gram positif.	<i>Staphylococcus aureus</i>  <i>Staphylococcus xylosus</i>

Tableau N°(03) : suite :

<p>Gélose (GNAB)</p> 	<p>-Colonies petites, incolores, circulaires, bombées, lisses, transparentes.</p> <p>-Colonies petites, incolores,</p>	<p>-Bacilles isolés, Gram négatif.</p> <p>-Gram négatif incurvé</p>	<p><i>Vibrio parahaemolyticus</i></p> <p><i>Vibrio cholera</i></p>
<p>Gélose SS</p> 	<p>-Blanche, rondes, bombée, à contour régulier, brillantes</p> <p>-Circulaire, ondulés, arrondie, rigoureuse, transparente légèrement blanchâtre.</p> <p>-Colonies avec un contour régulier, translucides avec centre noire.</p>	<p>-bâtonnet courts à Gram négatif.</p> <p>-bacilles isolés à Gram négatif.</p> <p>-bacille à Gram négatif.</p>	<p><i>Salmonella typhimurium</i></p> <p><i>Aeromonas hydrophyla</i></p> <p><i>Proteus mirabilis</i></p>
<p>Gélose Cétrimide</p> 	<p>-Colonies très petites, bleu-vertes, rondes, convexes, lisses et translucides.</p>	<p>-Bâtonnet courte, Gram négatif.</p>	<p><i>Pseudomonas aeruginosa</i></p>



Cocci à Gram positif



Bacilles à Gram négatif

**Figure.22 :** Détermination des caractères morphologiques (photo par Souaad).

#### 2-4-Résultats de l'identification biochimique :

**Tableau N°(04) :** Les enzymes respiratoires

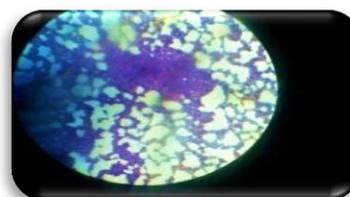
Germes identifiés	Oxydase	Catalase
<i>Proteus mirabilis</i>	-	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	+	+
<i>Staphylococcus aureus</i>	-	+
<i>Staphylococcus xylosus</i>	-	+
<i>Aeromonas hydrophyla</i>	+	-

- **Profil biochimique de *Staphylococcus* :**

L'aspect macroscopique des colonies isolées sur gélose Chapman ainsi que la coloration de Gram sont présentés dans les figures suivantes.



**Figure.23:** Aspect des colonies sur gélose Chapman (photo par Nassima)



**Figure.24 :** Cocci à Gram positif en grappe de raisin

- **La détermination des caractères biochimique par la galerie biochimique classique :**

Les espèces bactériennes identifiées par la galerie biochimique classique sont résumées dans la figure et le tableau et ci-dessous :



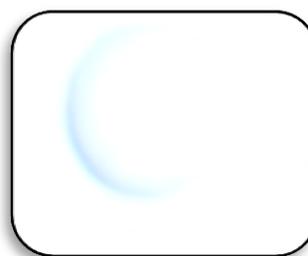
**Fig.25** : Résultats de la galerie biochimique classique (Photo par Nassima).

**Tableau N°(05)** : Résultats d'identification des staphylocoques.

Teste	Chapman	
Teste coagulase	+	+
Teste catalase	+	+
Teste oxydase	+	-
mannitol	+	-
bactérie	<i>S .aureus</i>	<i>S. xylosus</i>



**Oxydase positif**



**Oxydase négatif**

**Figure.26** : Teste identification des staphylocoques (photo par Souaad).

- **Profil biochimique de *Pseudomonas aeruginosa* :**

*Pseudomonas aeruginosa* vit à l'état saprophytique dans l'eau (eau douce ou eau de mer), le sol humide et sur les végétaux (Tab.06).

**Tableau N°(06) :** Résultats d'identification des *Pseudomonas aeruginosa*.

Coloration de Gram	Oxydase	Pyocyanine et pyoverdine	Nitrate	Citrate de Simmons	Mannitol
Bacilles à Gram négatif	+	+	+	+	+

**Tableau N°(07) :** Résultat d'identification des germes par les API systèmes

API système	Milieu	Espèce
API 20 E	SS	<i>Proteus mirabilis</i>
	Hektoen	<i>Clostridium butyricum</i>
	Mac Conkey	<i>Salmonella typhirium</i>
API 20 NE	King A	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>



*Vibrio colerae* (photo par Nassima )



*Salmonella typhimurium* (photo par Nassima)



*Vibrio parahaemolyticus* (photo par souaad)



*Pseudomonas aeruginosa* (photo par Souaad)



*Proteus mirabilis* (photo par Souaad)

### 3- Résultat des analyses phytoplanctonique :

#### 3-1- Analyse qualitative :

##### 3-1-1- Identification des espèces :

Après l'identification des phytoplanctons on obtient 27 espèces qui appartient au 5 classe : Les Crysophytes (16) espèces, les Chlorophytes (11) espèces, les Cyanobactéries (8) espèces, les Euglenophytes (1) espèce et les Pyrrhophytes (1) espèce.

##### 3-1-2-Diversité globale :

###### ➤ Richesse spécifique :

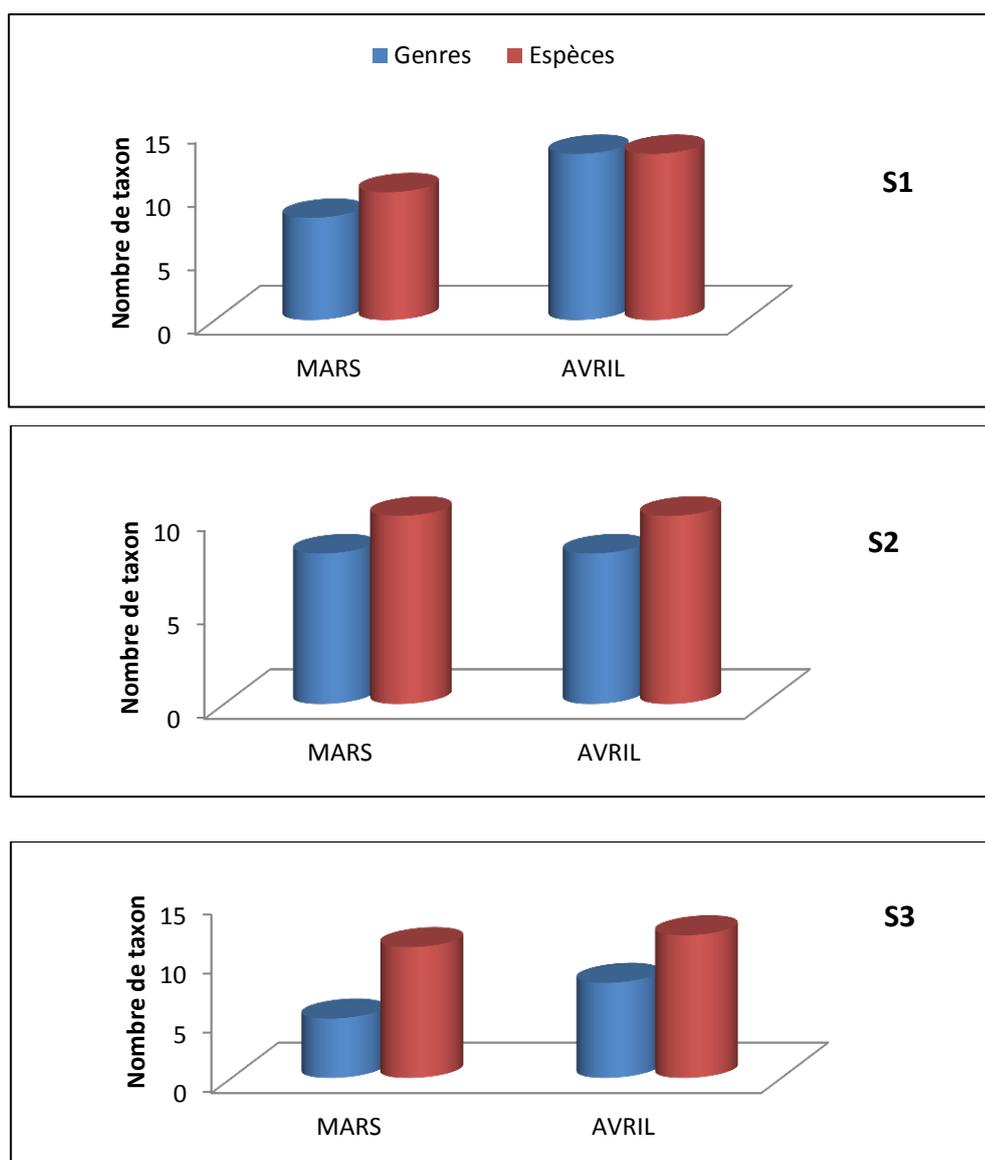


figure.27:Evaluation de la richesse spécifique dans les trois sites.

➤ **Richesse spécifique des groupes phytoplanctonique :**

La répartition du phytoplancton au niveau des stations tel s que représentée dans la figure (28) montre que il ya une richesse spécifique importante de groupe de Chrysophytes dans les trois stations qui varie entre (4 à 7 taxon / l).la densité élevé de ce groupe est liée au brassage de l'eau.

Pour le groupe des Chlorophytes ils diversifiée dans tous les stations tel que sa valeur est compris entre (2 à 5 taxon/l)

Les Cyanobactéries peu diversifiée dans les deux stations est sa valeur compris entre (1à2 taxon/l), par contre elles présentent une densité élevée de (4 à 7 taxon/l) dans la station 3.Cette évolution est liée probablement est liée à l'augmentation de la température.

Le groupe des Euglenophytes des densités faibles de (1 taxon /l) pendant les deux mois dans les stations 2 et 3.

Les pyrrophytes présentent des densités faibles à nulles durant les deux mois a tout les stations .Ceci pourrait être la cause des conditions défavorables.

➤ **L'indice de Shannon :**

L'indice de diversité spécifique (shannon1948) les populations phytoplanctonique de lac Oubeira varie entre 0,05 bit /L et 0,7 bit /L (Fig. 28) .en montre que la diversité s'élève rapidement en raison de développement de plusieurs espèces de Chlorophycée et Cyanobactérie et Euglenophyte (Fig.29).

Les variations de l'indice de diversité de shannon et d'équitabilité entre les stations du lac ne sont pas significatives.

■ Cyanobactérie ■ Chlorophytes ■ Chrysophytes ■ Euglenophytes ■ Pyrrhophytes

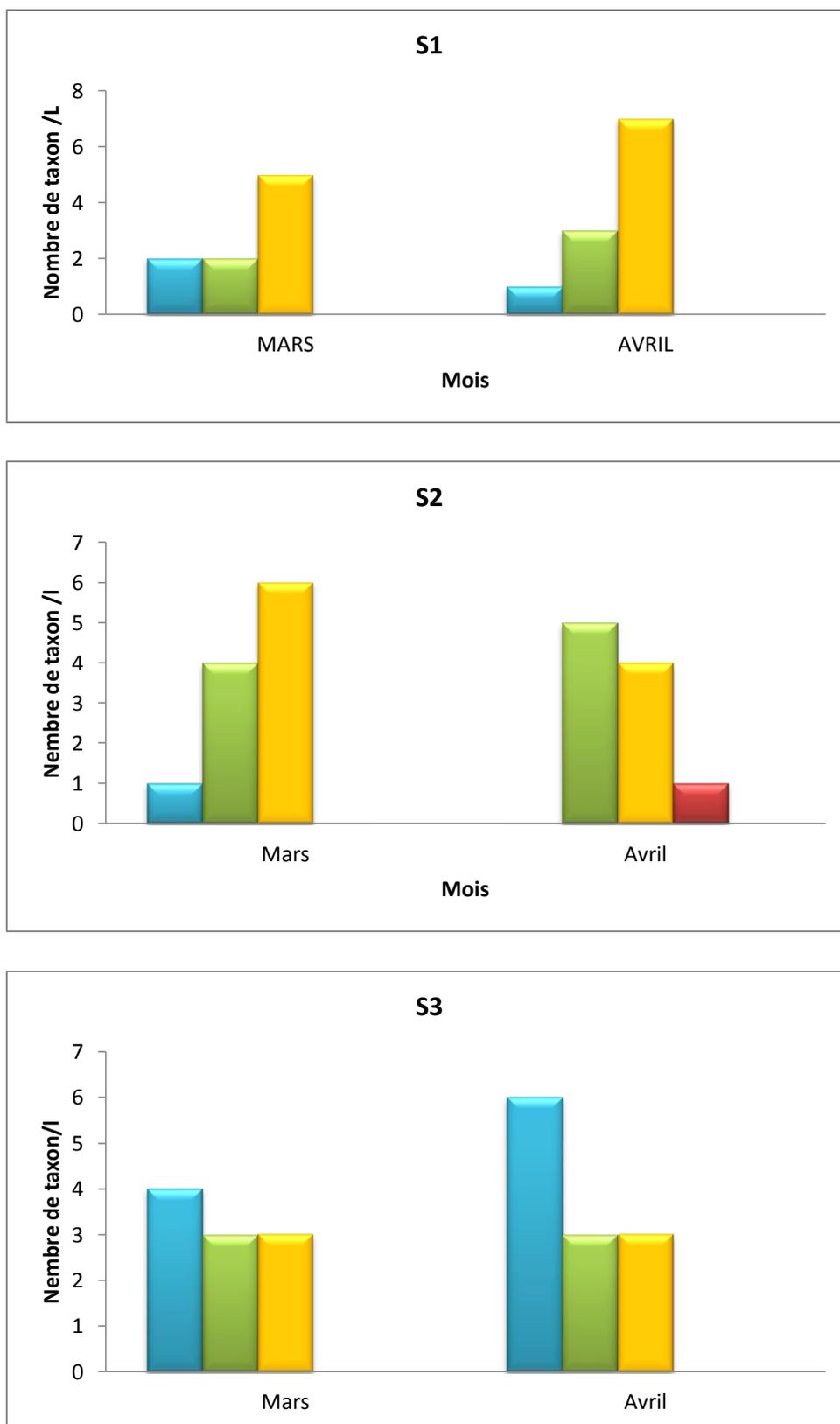


Figure.28:Evaluation de la richesse spécifique des groupes du phytoplancton

■ Cyanobactérie ■ Chlorophytes ■ Chrysophytes ■ Euglenophytes ■ Pyrrhophytes

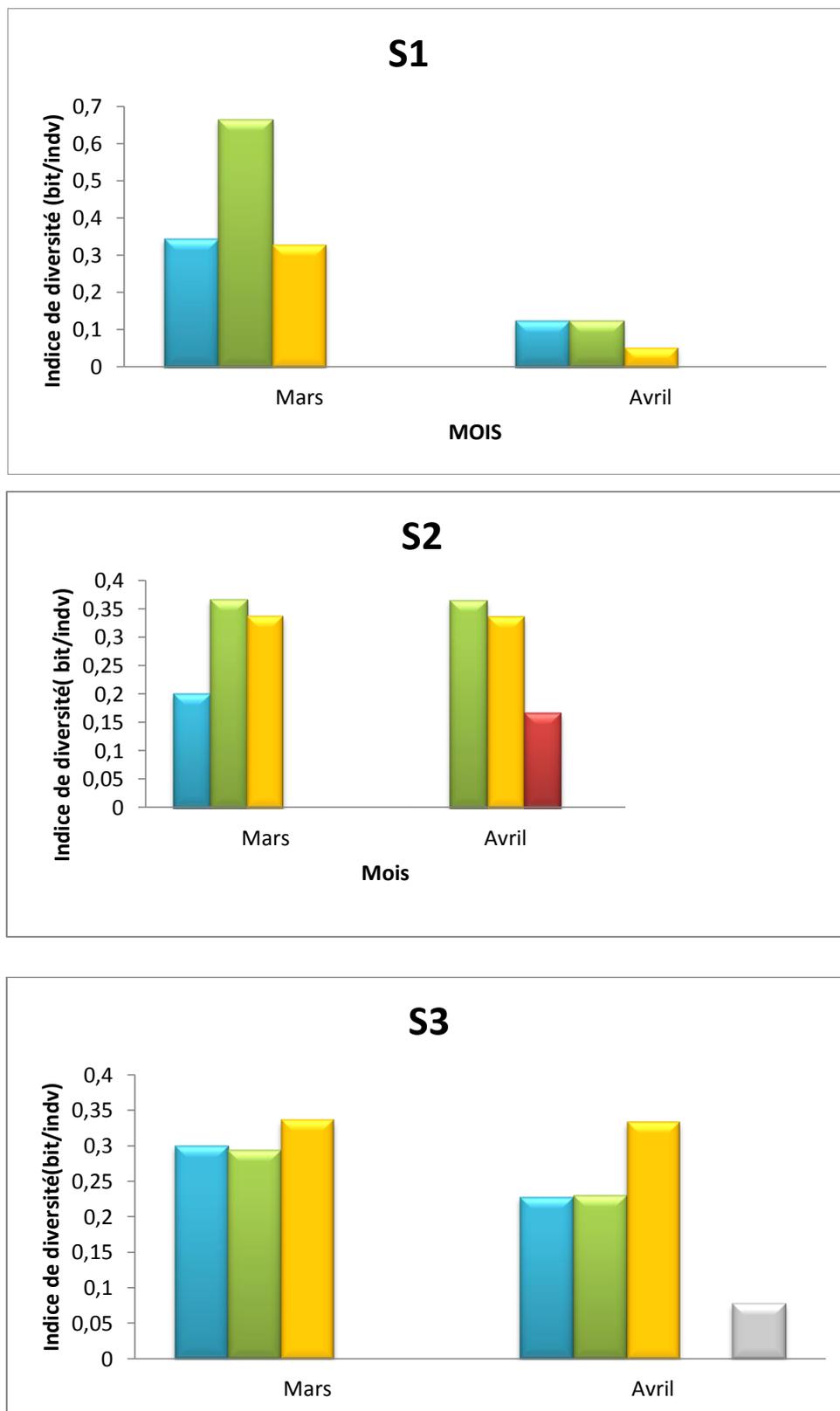


Figure.29: Evaluation de l'indice de diversité spécifique

### 3.2. Analyse quantitative:

#### ➤ Abondance

Selon les différentes classes phytoplanctoniques (figure.30), les chrysophytes dominant dans la station 1et avec des densités respectivement de  $0,5 \cdot 10^6$  Indv /l pendant le mois de mars et  $2,5 \cdot 10^6$  Indv /l pendant le mois d'avril, Ceci s'explique probablement par le brassage de l'eau les Chlorophytes présentent à faibles densités ( $0,1 \cdot 10^6$  à  $0,310^6$  Indv/l) pendant les mois de mars et avril. Les Cyanobacteries présentent faibles densités ( $0,1 \cdot 10^6$  à  $15 \cdot 10^6$  Indv /l) pendant les deux mois. Ce résultat est lié à des conditions défavorables telles que la basse température. A partir la station 2 les Chrysophytes dominant dans les deux mois avec des densités ( $1 \cdot 10^6$  à  $3 \cdot 10^6$  Indv /l) chlorophytes présentent des densités élevés ( $0,75 \cdot 10^6$  et  $1,35 \cdot 10^6$  indv /l) durant les deux mois.

Les Cyanobactérie présentent des faibles densités pendant le mois de mars ( $0,15 \cdot 10^6$  Indv /l) et absence pendant avril également présentent pendant le mois de mars avec densité très faible de  $0,2 \cdot 10^6$  Indv /l et l'absence pendant avril.

Les Euglenophytes présentent pendant le mois d'avril avec densités  $0,15 \cdot 10^6$  Indv /l et absence pendant mars.

Les Cyanobactéries est également présente pendant les deux mois dans la station 3 avec des densités importantes. De plus, il est dominant en avril de  $1,65 \cdot 10^6$  Indv /l et présentent des densités minimum en mars de  $0,95 \cdot 10^6$  Indv /L. Ceci est probablement lié des conditions favorables du milieu et l'augmentation de la température.

Les chrysophytes présents pendant les deux mois avec une densité faible en mars de  $0,4 \cdot 10^6$  Indv /L et plus au moins élevé en avril  $1,6 \cdot 10^6$  Indv /L.

■ Cyanobactérie ■ Chlorophytes ■ Chrysophytes ■ Euglenophytes ■ Pyrrhophytes

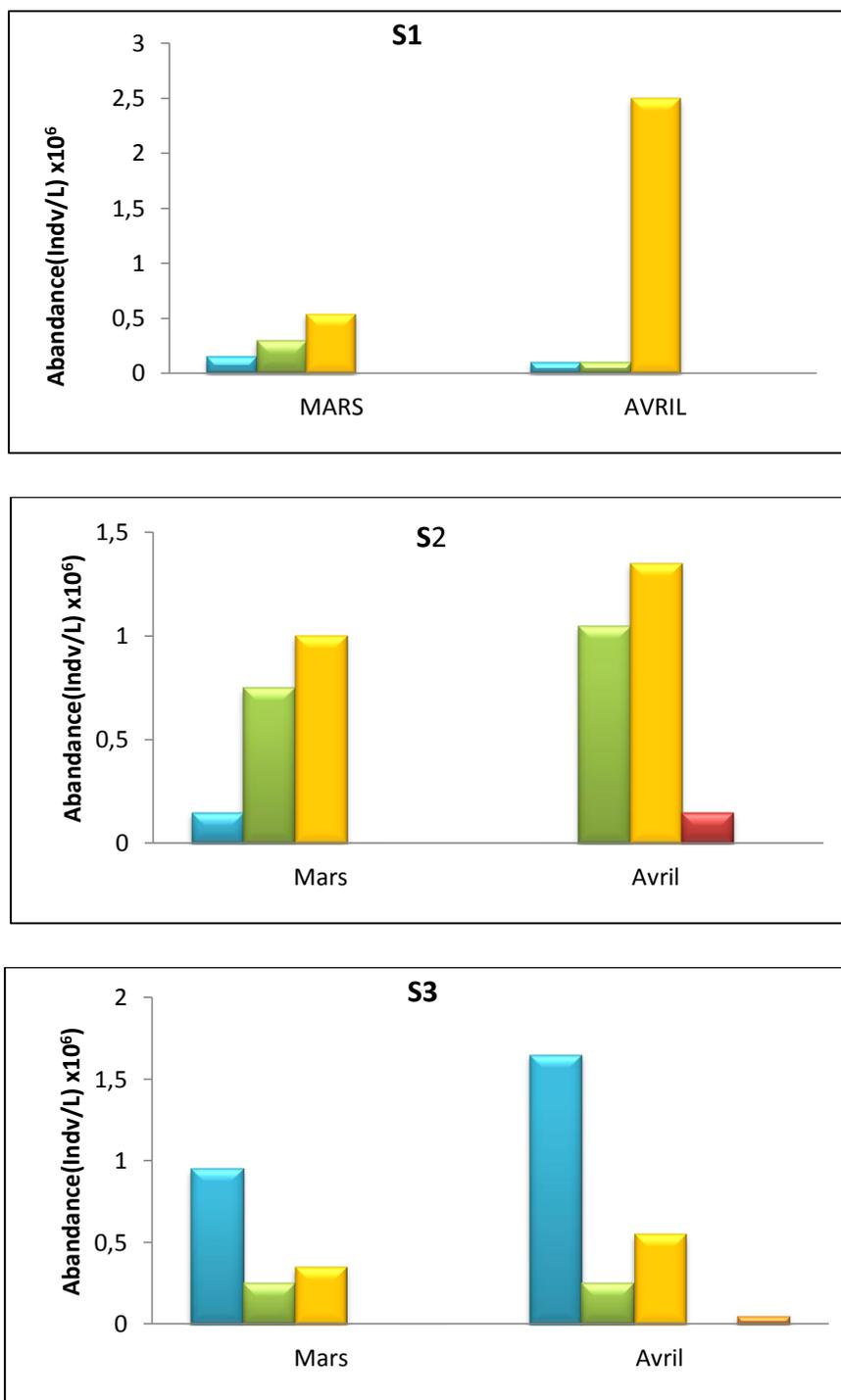
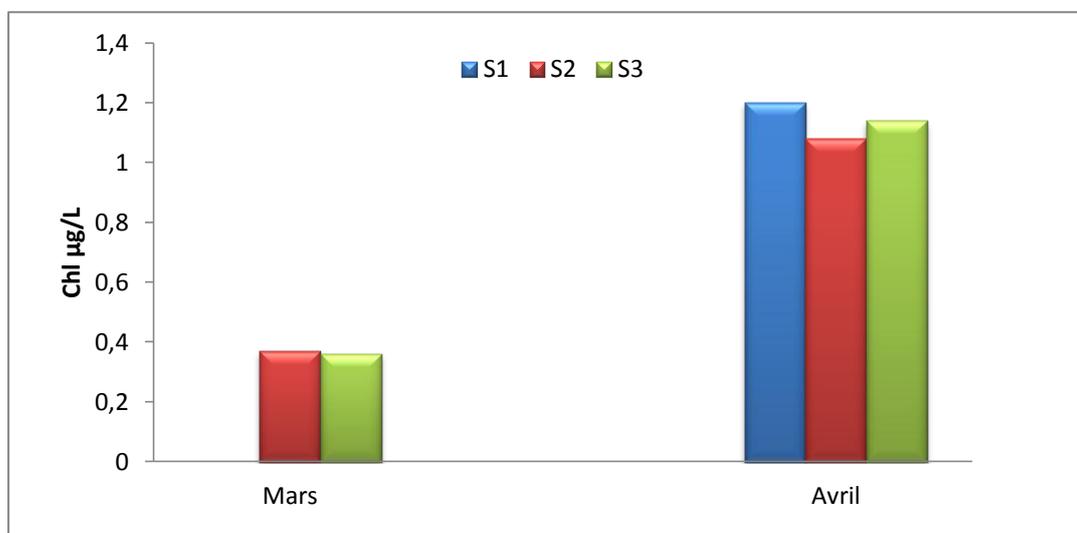


Figure.30 : Evaluation spatio-temporelle de l'abondance du phytoplancton

### ➤ Chlorophylle a

(chl<sub>a</sub>) est un indicateur de la biomasse d'algues microscopiques présentes dans le lac. La concentration de chl<sub>a</sub> a augmenté avec la concentration des matières nutritives. Les lacs eutrophes ont souvent une production importante d'algues (Fig.31).



**Figure 31:** Variations de la teneur en chlorophylle a des eaux du lac Oubeira.

Les résultats du dosage de la chlorophylle a montrent que les teneurs en ce pigment présente des variations spatio-temporelle durant notre période d'étude. Au niveau de la station 2 et 3 la teneur la plus faible (0,37µg /L) est enregistrée en mars. Au niveau de tous les stations la teneur élevée (1,2 µg /L) sont enregistrée en avril a cause de la prolifération des chrysophytes et cyanobactéries.

Les variations des teneurs en chlorophylle a fournissent une indication globale et intégratrice des réponses de la communauté phytoplanctonique aux fluctuations de son environnement (Quéguiner, 2007), à savoir la température élevée, l'intensité lumineuse importante, qui affecte les proliférations phytoplanctoniques.

## Conclusion :

Au terme de cette étude, on peut tirer les conclusions suivantes :

Les variations des paramètres physico-chimiques de l'eau mesurées, nous permettent de conclure que :

Le lac Oubeira présente des températures, dont les variations sont fonctions de la saison, un pH légèrement alcalin, une bonne oxygénation (teneurs en oxygène dissous élevée).

Du point de vue bactériologique, l'analyse réalisée pendant les mois de mars et d'avril 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 spécifique de contamination fécale qui sont les germe totaux et les Clostridium sulfite –réducteurs avec la recherche de bactéries pathogènes. par ailleurs les tests d'identification ont permis d'identifier les souches suivantes : *Salmonella typhimurium*, *Pseudomonas*, *Vibrio* et *Staphylococcus*.

Le phytoplancton du lac Oubeira est dominé par la classe des Chrysophytes suivit par Chlorophytes, les Cyanobacteries. Les Euglenophytes et Pyrrophytes présentent des taux plus ou moins faibles selon les classes.

En perspectives, ils seraient intéressant de :

- ✚ Prolonger la durée d'étude à un cycle au plus afin d'assurer toutes les variations saisonnières.
- ✚ Réaliser les dosages des éléments physico-chimiques qui influencent les proliférations des phytoplanctons et/ou les bactéries.
- ✚ Faire des prélèvements des phytoplanctons à différents profondeurs.

### Les milieux de culture en boîtes :

#### - Milieu de Chapman :

Le milieu de Chapman mannité est un milieu électif pour la culture des staphylocoques mais, exceptionnellement, d'autres germes peuvent y végéter ; la mise en évidence du staphylocoque devra toujours être confirmée par un examen microscopique.

#### Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :

Peptone bactériologique.....	10
Extrait de viande de bœuf .....	1
Chlorure de sodium .....	75
Mannitol .....	10
Gouge de phénol .....	0.025
Agar .....	15
pH =7.5 (environ)	

#### Préparation :

Verser 111g de poudre dans un litre d'eau distillée. Porter à ébullition jusqu'à dissolution complète. Stériliser à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes.

#### - Gélose Hektoen :

La gélose Hektoen est un milieu utilisé pour l'isolement des Entérobactéries. Il permet la différenciation des Entérobactéries pathogènes.

#### Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :

Peptone pepsique de viande .....	12g/l
Extrait de levure .....	3g/l
Chlorure de sodium .....	5g/l
Thiosulfate de sodium .....	5g/l
Sels biliaires .....	9g/l
Citrate de fer ammoniacal .....	1.5g/l
Salicine .....	2g/l

---

Lactose .....	12g/l
Saccharose .....	12g/l
Fus chine acide .....	0.1g/l
Bleu de bromothymol .....	0.065g/l
Agar .....	14g/l
pH = 7.5 (environ)	

 **Préparation :**

Verser 76g de poudre dans 1 litre d'eau distillée. Chauffer légèrement et laisser bouillir quelques secondes. Ne pas autoclaver. Refroidir à 60°C et couler en boîte de Pétri.

**- Milieu de Mac Conkey :**

L'utilisation de ce milieu est recommandée pour isoler et énumérer les entérobactéries dans les eaux, le lait, les matières alimentaires, les urines. Il peut aussi être utilisé pour la recherche, dans les matières fécales, des *Salmonella*, *Shigella* et des *E. coli* entéropathogènes pour le nourrisson.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone bactériologique .....	20g/l
Sels biliaires .....	1.5g/l
Chlorure de sodium .....	5g/l
Lactose .....	10g/l
Rouge neutre .....	0.03g/l
Cristal violet .....	0.001g/l
Agar .....	15g/l
pH = 7.1	

 **Préparation :**

Verser 51,5 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Faire bouillir jusqu'à dissolution complète. Stériliser à l'autoclave à 221°C pendant 15 minutes. Liquéfier au bain-marie bouillant et couler en boîte de Pétri. Après solidification, laisser sécher à l'étuve à 37°C (couvercle entrouvert).

---

**- Gélose S.S. (Salmonella-Shigella):**

La gélose S.S. est un milieu solide, sélectif pour l'isolement des *Salmonella* et des *Shigella*. Il inhibe totalement la croissance des bactéries à Gram positif et partiellement celle de nombreux coliformes et *Proteus*.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone .....	5g/l
Extrait de viande de bœuf .....	5g/l
Sels biliaires .....	8.5g/l
Citrate de sodium .....	10g/l
Thiosulfate de sodium .....	8.5g/l
Citrate se fer .....	1g/l
Lactose .....	10g/l
Rouge neutre .....	0.025g/l
Vert brillant .....	0.00033g/l
Agar .....	15g/l
pH : 7.0 (environ)	

 **Préparation :**

Verser 63g de poudre dans 1 litre d'eau distillée. Ne pas autoclaver.

Porter à ébullition en agitant fréquemment pour dissoudre l'agar.

Refroidir à 50°C. Mélanger et couler en boîte de Pétri.

**-Cétrimide :**

La gélose Cétrimide est un milieu solide et sélectif, utilisé pour la croissance et l'identification des *Pseudomonas aeruginosa*. Le cétrimide inhibe la croissance des bactéries autres que le *P. aeruginosa* et favorise la production des pigmentations fluorescéine et pyocyanine.

---

---

🚩 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone de gélatine (bovin ou porcin).....	20g/l
Chlorure de magnésium.....	1.4g/l
Sulfate de potassium.....	10g/l
Cétrimide.....	0.3g/l
Glycérol.....	10ml
Agar.....	13.6g/l
pH= 7.2	

🚩 **Préparation :**

Verser 45.3 g de milieu déshydraté dans 1000 ml d'eau purifiée filtrée. Chauffer en agitant fréquemment et laisser bouillir une minute. Ajouter 10 ml de Glycérol.

Stériliser à 121° C pendant 15 minutes. Refroidir à 45–50° C. Mélanger délicatement et distribuer dans des plats de Pétri ou des tubes à culture stériles.

**-Gélose GNAB :**

🚩 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone.....	10 g
Extrait de viande.....	3 g
Chlorure de sodium.....	5 g
Bile de bœuf.....	2g
Agar.....	8.6 g
pH = 8.6.	

**- La gélose Sabouraud:**

La gélose Sabouraud est un milieu d'isolement des *Fungi* (moisissures et levures).

🚩 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone .....	10g
Glucose massé.....	20g
Agar.....	15g

---

pH = 6.

**- TGEA Gélose tryptone –glucose-Extrait de levure :**

🌈 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

-Tryptone.....5g.  
-Extrait de viande de bœuf.....3g.  
-Glucose.....1g.  
-Agar.....15g.  
-pH final à 25°C: 7.0 ± 0.2

**Les milieux de culture en tubes :**

**- Milieu Clark et Lubs**

Ce milieu sert à l'étude de deux réactions :

- Réaction de rouge de méthyle (RM) ;
- Réaction de Voges-Proskauer (VP).

Elles sont utilisées en particulier dans la différenciation des *Entérobactériaceae* (test IMVIC : indole, RM, VP, citrate de Simmons).

🌈 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone .....5g  
Phosphate bipotassique .....5g  
Glucose .....5g  
pH : 7.5 (environ)

🌈 **Préparation :**

Dissoudre 15g de poudre dans 1 litre d'eau distillée. Mélanger jusqu'à dissolution complète. Répartir en tubes et stériliser à l'autoclave à 120°C pendant 15 minutes.

**- Eau peptonée exemple d'indole :**

---

L'eau peptonée est un milieu liquide qui permet la croissance des germes ne présentant pas d'exigences particulières. Elle est surtout utilisée pour la recherche de la production d'indole.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone exemple d'indole .....10g  
Chlorure de sodium .....5g  
pH final= 7.2

 **Préparation :**

Mettre 15g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution.

Ajuster, si nécessaire, le pH à 7.2. Répartir puis stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 15 minutes.

**- Milieu de Litsky :**

Le milieu de Litsky est utilisé pour la recherche et le dénombrement des Streptocoques fécaux dans les eaux.

Cette recherche comprend deux temps : présomption et confirmation. Le milieu de Rothe sert au test présomptif, le milieu de Litsky au test confirmatif.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone .....20g  
Glucose .....5g  
Chlorure de sodium .....5g  
Phosphate monopotassique ..... 2.7g  
Azothydrate de sodium .....0,3g  
Ethyl-violet .....0.0005g  
pH final = 6.8 - 7

 **Préparation :**

---

Mettre 35,7 g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le pH à 6,8-7. Répartir à raison de 10 ml par tube. Stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 20 minutes.

**- Milieu mannitol - mobilité - nitrate:**

Le milieu mannitol - mobilité – nitrate est utilisé pour la différenciation rapide des Entérobactéries. Il permet de rechercher simultanément la mobilité, l'utilisation du mannitol et la réduction des nitrates en nitrites.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone .....20g  
Nitrate de potassium .....2g  
Mannitol .....2g  
Rouge de phénol à 1% .....4g  
Agar .....4g  
pH final : 8.1- 8.2

 **Préparation :**

Mettre 28g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Attendre 5 minutes, puis mélanger jusqu'à obtention d'une suspension homogène. Chauffer lentement en agitant fréquemment, puis porter à l'ébullition jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le pH à 8,1- 8,2. Répartir en tubes de façon à obtenir un culot de 6 à 7cm. Stériliser à l'autoclave à 120°C pendant 15 minutes.

**- Bouillon de Rothe :**

Le milieu de Rothe est utilisé pour la recherche et le dénombrement des Streptocoques fécaux dans les eaux.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

**Milieu simple concentration**

Peptone .....20g

---

Glucose .....5g  
Chlorure de sodium .....5g  
Phosphate bipotassique .....2.7g  
Phosphate monopotassique .....2.7g  
Azothydrate de sodium .....0.2g  
pH final= 6.8-7

**Milieu double concentration**

Peptone .....40g  
Glucose .....10g  
Chlorure de sodium .....10g  
Phosphate bipotassique .....5.4g  
Phosphate monopotassique .....5.4g  
Azothydrate de sodium .....0.4g  
pH final= 6.8-7

 **Préparation :**

Pour obtenir le milieu de Rothe « simple concentration », mettre 35.6g de milieu déshydraté dans 1 litre d'eau distillée.

Pour obtenir le milieu de Rothe « double concentration », mettre 71.2g de milieu déshydraté dans 1 litre d'eau distillée.

Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. . Ajuster, si nécessaire, le pH à 6.8-7. Répartir à raison de 10ml par tube. Stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 15 minutes.

**- Milieu au citrate de sodium (milieu de Simmons):**

Le milieu au citrate de sodium (milieu de Simmons) est un milieu solide utilisé pour l'identification des bacilles à Gram négatif. Il permet la recherche de l'utilisation du citrate de sodium comme seule source de carbone.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

---

Sulfate de magnésium .....	0.2g
Citrate de sodium .....	2g
Chlorure de sodium .....	5g
Phosphate d'ammonium .....	0.2g
Phosphate d'ammonium monosodique .....	0.8g
Bleu de bromothymol .....	0.08g
Agar .....	15g
pH : 7.0 (environ)	

**- Gélose T.S.I (gélose glucose-lactose- saccharose- H<sub>2</sub>S)**

La gélose T.S.I est un milieu d'indentation rapide pour les Entérobactéries. Ce milieu permet de mettre en évidence la fermentation du glucose (avec ou sans dégagement gazeux), du lactose, du saccharose et la production d'hydrogène sulfuré.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone .....	20g
Extrait de viande .....	3g
Extrait de levure .....	3g
Chlorure de sodium .....	5g
Citrate de ferrique .....	0.3g
Thiosulfate de sodium .....	0.3g
Lactose .....	10g
Saccharose .....	10g
Glucose .....	1g
Rouge de phénol .....	0.024g
Agar .....	12g
pH du milieu prêt -à- l'emploi à 25°C : 7.4 ± 0.2.	

**- Bouillon lactosé bilié au vert brillant :**

Bouillon lactosé bilié au vert brillant est utilisé pour recherche et dénombrer les coliformes dans le lait et les produits alimentaires. On l'utilise aussi pour dénombrer

---

*E.coli* au moyen du test de Mackenzie dans les mêmes produits et au cours de l'analyse bactériologique des eaux.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone bactériologique .....10g  
Bile de bœuf .....20g  
Lactose .....10g  
Vert brillant .....0.0133g  
pH : 7.4 (environ)

 **Préparation :**

Verser 40g de poudre dans 1 litre d'eau distillée. Bien mélanger et répartir dans des tubes contenant une cloche de Durham. Stériliser à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes.

**- B.C.P. (bouillon lactosé au bromocrésol- pourpre) :**

Le bouillon lactosé au bromocrésol- pourpre est utilisé en bactériologie alimentaire, principalement au cours de l'analyse de l'eau. Il permet de rechercher et de dénombrer les coliformes, par la fermentation du lactose et la production de gaz.

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

Peptone .....5g  
Extrait de viande .....3g  
Lactose .....5g  
Pourpre de bromocrésol .....0.025g  
pH final : 6.7

 **Préparation :**

Mettre 12g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution.

Ajuster, si nécessaire, le pH à 6.9. Répartir en tube, avec cloche de Durham, à raison de 10 ml par litre. Stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 20 minutes.

---

**-Bouillon cœur-cervelle**

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

- Extrait cœur-cervelle .....17.5 g
- Peptone pancréatique de gélatine .....10.0 g
- Chlorure de sodium.....5.0 g
- Phosphate disodique .....2.5 g
- Glucose .....2.0 g
- pH du milieu prêt -à- l'emploi à 25°C : 7.4 ± 0.2.

**- King A**

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

- Peptone de gélatine.....20g
- Glycerol.....10g
- Sulfate de potassium anhydre.....10g
- Chlorure de magnésium anhydre.....1.4g
- Agar.....15g

**- King B**

 **Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

- Peptone de gélatine.....20g
- Glycerol.....10g
- Phosphate bi potassique anhydre.....1.5g
- Sulfate de magnésium (7H<sub>2</sub>O).....1.5g
- Agar.....15g

**- Urée tryptophane (Urée-Indole)**

- Urée.....2.0g/l
  - L-tryptophane.....0.3g/l
  - Ethanol à 0,95.....1 ml/l
  - Rouge de phénol.....2.5 mg/l
-

- Chlorure de sodium.....0.5 g/l
- Dihydrogénophosphate de potassium.....0.1 g/l
- Hydrogénophosphate de potassium.....0.1 g/l
- pH= 7.

**Les réactifs utilisés**

**- Réactif rouge de méthyle (RM)**

- Rouge de méthyle .....0.5g
- Alcool à 60° .....100ml

**- Réactif de Voges Proskauer (VP)**

Pour la recherche de l'acétoïne :

**VP1 :**

- Hydroxyde de potassium .....40g
- Eau distillée .....100 ml

**VP2 :**

- Alpha naphthol ..... 6g
- Ethanol .....100ml

**- Réactif de Kowacks**

La mise en évidence de la production d'indole :

- Paradiméthylaminobenzaldéhyde ..... 5g
- Alcoolamylique .....75g
- HCl pur ..... 25ml

**- Réactif de TDA**

Pour la recherche du tryptophane désaminase

- Peptone de fer .....3.4g
  - Eau distillée ..... 100ml
-

**-Réactif de coloration de Gram :**

 **Lugol**

- Iode.....1g
- Iodure de potassium.....2g
- Eau distillée.....1000ml

 **Violet de gentiane**

- Violet de gentiane.....1g
- Ethanol à 90%.....10ml
- Phénol.....2g
- Eau distillée.....1000ml

 **Fuschine**

- Fushine basique.....1g/l
- Alcool étylique.....100ml/l
- Phénol.....5 g/l
- Eau distillée.....1000ml.

## Annexes

**Tableau N°(08) : Table de Mac Grady (Rodier.,2009)**

<b>3 Tubes par dilution</b>					
Nombre Caractéristique	Nombre de cellules	Nombre Caractéristique	Nombre des cellules	Nombre Caractéristique	Nombre des cellules
000	0.0	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.0	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	140.0
200	0.9	301	4.0		



Tableau N°(10) : Tableau de lecture pour l'API 20 NE

Tests	Substrat	Enzymes/Réaction	Résultats	
			Négatif	Positif
NO <sub>3</sub>	Nitrate de potassium	Réaction des nitrates en nitrates	<b>NIT 1 + NIT 2 / 5mn</b>	
			Incolore	Rose-rouge
		Réaction des nitrates en azote	<b>ZN / 5 mn</b>	
			Rose	Incolore
TRP	Tryptophane	Formation d'indole	<b>TRP / 3-5 mn</b>	
			Incolore	Goutte rouge
GLU	Glucose Fermentation	Fermentation	Bleu à vert	Jaune
ADH	Arginine	Arginine dihydrolase	Jaune	Orange/rose/rouge
URE	Urée	Uréase	Jaune	Orange/rose/rouge
ESC	Esculine	Hydrolyse	Jaune	Gris/marron/noir
GEL	Gélatine	Hydrolyse	Pas de diffusion du pigment	Diffusion du pigment noir
PNPG	p-nitro-phényl-βDgalactopyranoside	β-galactosidase	Incolore	Jaune
GLU	Glucose	Assimilation	Transparence	Trouble
ARA	Arabinose			
MNE	Mannose			
MAN	Mannitol			
NAG	N-acétylglucosamine			
MAL	Maltose			
GNT	Gluconate			
CAP	Caprate			
ADI	Adipate			
MLT	Malate			
CIT	Citrate			
PAC	Phényl-acétate			
OX	Tetraméthyl-pphenylène diamine	Cytochrome oxydase	Incolore	Violet

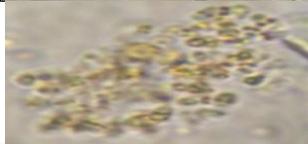
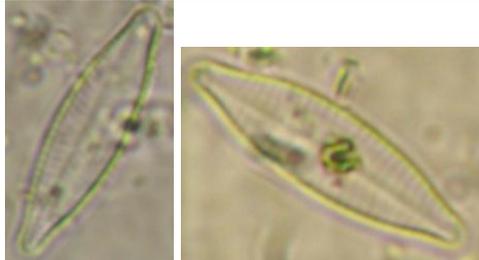
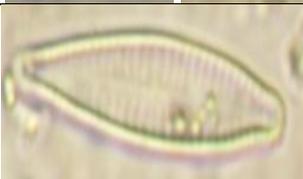
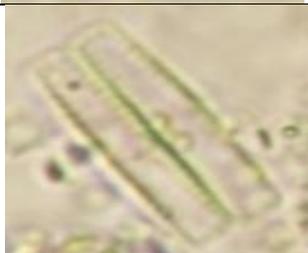
Tableau N°(11) : Tableau de lecture pour l'API Staph

Tests	Réactions/enzymes	Résultats	
		Négatif	Positif
<b>o</b>	Aucun (témoin négatif)	Rouge	-
<b>GLU</b>	D-glucose (témoin positif)	Rouge	Jaune
<b>FRU</b>	D-fructose		
<b>MNE</b>	D-mannose		
<b>MAL</b>	D-maltose		
<b>LAC</b>	D-lactose (bovin)		
<b>TRE</b>	D-tréhalose		
<b>MAN</b>	D-mannitol		
<b>XLT</b>	Xylitol		
<b>MEL</b>	D-mélibiose		
<b>NIT</b>	Nitrate de potassium (Réduction des nitrates en nitrites)		
<b>PAL</b>	$\beta$ -naphtyl phosphate (phosphatase alcaline)	Jaune	Violet
<b>VP</b>	Pyruvate de sodium (production d'acétoine/Vosges Proskauer)	Incolore à rose pâle	Violet à rose
<b>RAF</b>	D-raffinose	Rouge	Jaune
<b>XYL</b>	D-xylose		
<b>SAC</b>	D saccharose		
<b>MDG</b>	Méthyl- $\alpha$ D -glucopyranose		
<b>NAG</b>	N-acétyl-glucosamine		
<b>ADH</b>	L-arginine (arginine dihydrolase)	Jaune	Orange à rouge
<b>URE</b>	Urée (uréase)	Jaune	Rouge à violet

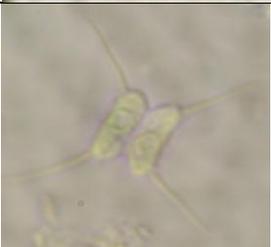
Tableau N°(12) : Inventaire des espèces phytoplanctonique du lac Oubeira pendant mois de mars et avril (photo par Nassima et Souaad).

	F	E
	<b>Chrysophytes</b>	<i>Melosira granulata</i>
	<b>Cyanobactéries</b>	<i>Raphidiopsis mediterranea</i>
	<b>Cyanobactéries</b>	<i>Cylandrospermopsis sp</i>
	<b>Cyanobactéries</b>	<i>Anabaena flos-aquae</i>
	<b>Chlorophytes</b>	<i>Monoraphidium griffithii</i>
	<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus quadricauda</i>
	<b>Cyanobactéries</b>	<i>Pseudanabaena catenata</i>
	<b>Cyanobactéries</b>	<i>Anabaena flos-aquae</i>

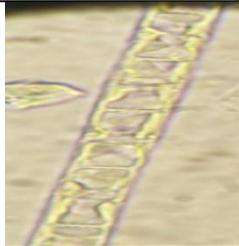
Tableau N°(12) : Inventaire des espèces phytoplanctonique du lac Oubeira pendant mois de mars et avril (photo par Nassima et Souaad).

	<b>Chlorophytes</b>	<i>Monoraphidium griffithii</i>
	<b>Cyanobactéries</b>	<i>Microcystis wesenbergii</i>
	<b>Chrysophytes</b>	<i>Achnanthes minutissima</i>
	<b>Chrysophytes</b>	<i>Navicula steckerae</i>
	<b>Chrysophytes</b>	<i>Gomphonema subclavatum</i>
	<b>Chlorophytes</b>	<i>Selenastrum gracile</i>
	<b>Chrysophytes</b>	<i>Achnanthes minutissima</i>
	<b>Chrysophytes</b>	<i>Nitzschia filiformis</i>

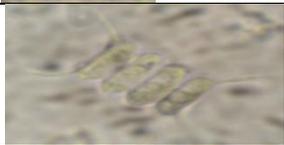
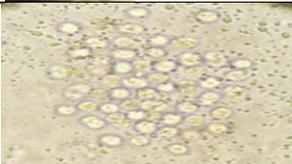
**Tableau N°(12) : Inventaire des espèces phytoplanctonique du lac Oubeira pendant mois de mars et avril (photo par Nassima et Souaad).**

		<b>Cyanobactéries</b>	<i>Oscillatoria quadripunctata</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Monoraphidium griffithii</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus sp</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Nitzschia subcurvata</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus quadricauda</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Melosira granulata</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Nitzschia acicularis</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Closterium parvulum</i>

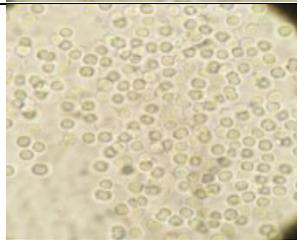
**Tableau N°(12) : Inventaire des espèces phytoplanctonique du lac Oubeira pendant mois de mars et avril (photo par Nassima et Souaad).**

		<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus sp</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus sp</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Cosmarium candianum</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Nitzschia palea</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Melosira ambigua</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Navicula sp</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Melosira ambigua</i>

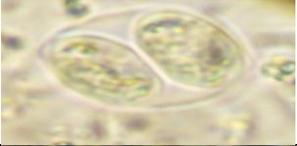
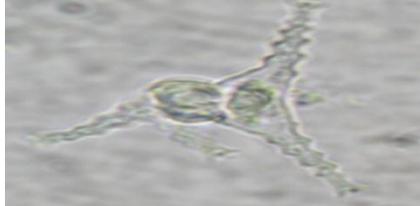
**Tableau N°(12) : Inventaire des espèces phytoplanctonique du lac Oubeira pendant mois de mars et avril (photo par Nassima et Souaad).**

		<b>Chrysophytes</b>	<i>Pseudo- Nitzschia seriata</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Nitzschia palea</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Coelastrum sphaericum</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Navicula pupula</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus magnus</i>
		<b>Cyanobactéries</b>	<i>Anabaena flos-aquae</i>
		<b>Cyanobactéries</b>	<i>Microcystis aeruginosa</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Navicula salinarum</i>

**Tableau N°(12) : Inventaire des espèces phytoplanctonique du lac Oubeira pendant mois de mars et avril (photo par Nassima et Souaad).**

		<b>Chrysophytes</b>	<i>Achnanthes sp</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Pseudo-nitzschia seriata</i>
		<b>Cyanobactéries</b>	<i>Cylandrospermopsis raciborskii</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Fragilaria sp</i>
		<b>Cyanobactéries</b>	<i>Microcystis wesenbergii</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Melosira granulata</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Monoraphidium griffithii</i>
		<b>Pyrrhophytes</b>	<i>Cryptomonas erosa</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus sp</i>

**Tableau N°(12) : Inventaire des espèces phytoplanctonique du lac Oubeira pendant mois de mars et avril (photo par Nassima et Souaad).**

		<b>Chlorophytes</b>	<i>Oocystis sp</i>
		<b>Euglenophytes</b>	<i>Phacus pleuronectes</i>
		<b>Chrysophytes</b>	<i>Rhopalodia gibba</i>
		<b>Cyanobactéries</b>	<i>Anabaena flos-aquae</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Closterium aciculare</i>
		<b>Chlorophytes</b>	<i>Scenedesmus quadricauda</i>
		<b>Chlorophytes</b>	Staurastrum gracile

**Références Bibliographiques**

- Amino et Kerouel. ,2004 .**Manuels d'analyses chimiques en milieu marin. C.N.E.X.O.
  - Anctil F., 2008. L'eau et ses enjeux, de Boeck.**
  - **Aoussi., A 2009.**microbiologie et physico-chimie de l'eau de l'eau des puits et des sources de la région de Guelma (Nord-Est de l'Algérie).Mémoire de Magister, Université 08mai 1945 ,Guelma.141 .
  - Bernazeau F ,Bandin I ,Pieronne P, Bruchet A et Anselme C . ,1995 .**Traitement des problèmes des toxines générées par les algues. TSM. Volume 10.747-748p.
  - Bourgeois C .Met Leveau J .Y., 1980 .**Technique d'Analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire. *PRIA .331 P.*
  - Bourrelly 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.**
  - Bourrelly P., 1972. Les Algues d'eau douce ; Initiation à la systématique. Tome I : Les Algues vertes. Edition N.Boubée & Cie, 512 p.**
  - Bourrelly P., 1985a. Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique. Tome I: Les algues bleues et rouges. Les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. Société**
  - Bourrelly P., 1985b. Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique. Tome III: Les algues Vertes. Editions N. Boubée et Cie, Paris.**
  - Bousaaroura A ., 2011 .** Etude de la qualité bactériologique et physico-chimique du lac Tonga.Mémoire de master II . (université de 8Mai 1945 Guelma) pp : 20 ,53 ,52.
  - Camille D, Trébaol B., 2003. Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux : Réglementation, prélèvements, Analyses. Lavoisier Masson. 594 p.d'Endoume et Centre d'Océanographie, Marseille, France : 308-343.**
  - Camille D., 2007. Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Lavoisier : Tec & Doc. Paris. 463 p.**
  - Christophe L-T et al. ,2009.**Protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation, d'observation et de dénombrement du phytoplancton en plan d'eau pour la mise en oeuvre de la DCE édition Inra .
  - Colyer, C.L., Kinkade, C.S., Viskari, P.J. et Landers, J.P., 2005. Analysis of cyanobacterial pigments and proteins by electrophoretic and chromatographic methods. Analytical and Bioanalytical Chemistry. 382 : 559-569.**
-

- Chouahda Soumaya et BenyacoubSlim., 2013.** Effet des incendies sur la capacité de résilience des forêts de Chêne liège (*Quercus suber*) dans la région d'El-Kala Journées d'Etude sur la Réhabilitation des Subérais Incendiées et Reboisements Tlemcen algirie.
- Dauta A et Feuillade J., 1995.** Croissance et dynamique des populations algales. In : Limnologie générale. R. Pourriot et M. Meybeck. Paris, *Masson* ; Coll. Ecol. (25) : 328- 350.
- Dekayir S., 2007.** Gestion, récupération et valorisation de la biomasse produite dans une filière d'épuration des eaux usées par Chenal Algal à Haut Rendement, *Thèse de doctorat, Université de Liège, Belgique*, 184p.
- Délarras C., 2008.** Surveillance sanitaire et Microbiologique des eaux : Règlements – Prélèvement –Analyses TEC et DOC .269 P.
- Denis F, Ploy M. C, Martin C, Bingen E, Quentin R., 2007.** Bactériologie médicale : techniques usuelles. Elsevier Masson. 594 p.
- Denoyelles Jr. R., 1976.** Factors affecting phytoplankton distribution in double-Cellsewagelagoon, *J. Phycol.*, 31: 174-181.
- Detay ML., 1993.** le Forage D'eau, Réalisation ,Entretien et Réhabilitation .Masson .393P .
- Direction des forêts., mai 2003.** Fiche descriptive sur les zones humides Ramsar, Réserve Intégrale du Lac Oubeïra, Wilaya d'El Tarf MINISTERE DE l'agriculture et du développement rural.
- Edberg et al ., 2000 .** Escherichia coli : the best biological drinking water indicator for publikhealth protection journal of Applied Microbiology, 88 :106-116p.
- Ergashev A. E. et Tajiev S. H., 1986.** Seasonal variation of phytoplankton in series of wastetreatment lagoons (Chmkent, Central Asia) ; Artificial inoculation and role of algae in sewage purification. *Int. Res. Der. Ges. Hydrobiol.* 17 (4): 545-555.
- Ettl H., 1983.** Chlorophyta I (Phytomonadina). Ettl, H., Gerloff, J. Heynig, H. et Mollenhauer, D. (eds). Süßwasserflora von Mitteleuropa. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart.
- Fott B., 1969.** Studies in Phycology, E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart.
-

- Ganf, G.G., Heaney, S.I. and Corry. J., 1991.** Light absorption and pigment content in natural populations and cultures of a non-gasvacuolate cyanobacterium *Oscillatoria bourrellyi* (= *Tychonema bourrellyi*). *Journal of Plankton Research*. 13 : 1101-1121.
- Guiraud J. P ., 1998 .** Microbiologie alimentaire. Dunod. Paris. France. 651 p.
- Hamed M, Guettache A, Bouamar L., 2012.** Etude des propriétés physicochimiques et bactériologique de l'eau de barrage DJORF-TORBA Bechar.
- Hébert S et S. Légaré. , 2000.** *Suivi de la qualité de l'eau des rivières et des petits cours d'eau*. Québec, Direction du suivi de l'état de l'environnement, ministère de l'Environnement, no ENV 2001 0141, rapport no QE 123, 24 p.
- Hillinglaw S.N. et Pieterse A.J.H., 1977.** Observation on algal populations in an experimental maturation pond system, *Water S.A.*, 3 (4): 183-192.
- Hurlbert S.H., 1971.** The nonconcept of species diversity: a critique and alternative parameters, *Ecology* 52 (1971), pp. 577–586.
- Joffin C., et Joffin G., 2003.** Microbiologie alimentaire. C.R.D.P. Aquitaine. 86 p.
- John D.M, Whitton B.A. et Brook A.J., 2001.** The Freshwater Algal Flora of the British Isles, An identification Guide to freshwater and terrestrial algae, *Cambridge University Press*, 710p.
- John, D.M., 1994.** Alternation of generations in algae: its complexity, maintenance and evolution. *Biology Review*. 69: 275-291.
- Jouffinet al. , 2001.** Microbiologie Technique 1. dictionnaire des techniques. 3<sup>ème</sup> éditions . CRDP d'Aquitaine. 320 P.
- Kankaala., 1988 .** The relative importance of algae and bacteria as food of *Daphnia longispina* (Cladocera) in a polyhumic lake, *Freshwater Biology*, 19: 285-296
- Labres et al. , 2006 .** Cours d'hygiène et de microbiologie des Eaux : Microbiologie des eaux et des boissons, Institut pasteur d'Algérie.
- Landscape Aménagement., 1998.** Plan directeur de gestion du Parc National d'El-Kala et du complexe des zones humides. Agence nationale pour la conservation de la nature Algérie 234p.
- Leclerc., 1996 .** Microbiologie général. Doin. France. 368 p.
- Lightfoot N. F., 2002 .** Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau. Directive pour l'assurance qualité. France. 387 p.
-

- Mouffok F., 2001.** Guide technique d'analyses bactériologiques des eaux de mer. Institut Pasteur d'Alger. 40 p.nouvelle des éditions Boubée, Paris.
- Organisation mondiale de la santé (OMS., 2004-2006).** Directives de qualité pour l'eau de boisson, troisième édition, Volume 1 : Recommandations. parameters, *Ecology***52** (1971), pp. 577–586.
- Oswald W.J., 1973 .**Productivity of algae in sewage disposal, *SolarEnergy*, 15: 107-117.
- Oudra B., 1990.**Bassins de stabilisation anaérobie et aérobie facultatif pour le traitement des --eaux usées à Marrakech : Dynamique du phytoplancton (Microplancton et Picoplancton) et évaluation de la biomasse primaire. *Thèse de 3ème cycle, Univ. Cadi Ayyad, Marrakech.* 124p.
- Patil H.S, G.B. Dodakundi et S.S. Rodgi., 1975.**Succession in zoo and phytoplankton in sewage stabilization ponds, *Hydrobiologia*, 7 (2): 253-264.
- Pearson H.W, Mara D. D, Mills S. W. et Smallman D.L., 1987.**Factors determining algal population in waste stabilization ponds and the influence of algae on pond performance. *Wat. Sci. Tech.* 19 (12): 131-140
- Pechère et al., 1982 .**Reconaitre, comprendre et traité les infections 4<sup>ème</sup> édition .Edisem ST- Hyacinthe .*Quèbec.*509 P.
- Pestalozzi G.H., Komarek Trebon J. et Fott B., 1983.**Das Phytoplankton des Süßwassers, Systematik und Biologie, E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart.
- Pilet C, Bourdon J. L, Toma B, Marchal N, Balbastre C, Person J. M., 1987.**Bactériologie médicale et vétérinaire. Systématique bactérienne. Doin. France. 371 p.
- Quéguiner B., 2007 .**Structure et Fonctionnement des écosystèmes pélagiques blooms toxiques à cyanobactérie dans trois lacs réservoirs du Maroc. *Revue des sciences de l'eau / journal of water science*, vol. 15, n°1 301-313 p.
- Raschke R.L., 1970.**Algal periodicity and waste reclamation in stabilization ponds system, *J.W.P.C.F.*, 42 (4): 518-530.
- Rejesk F., 2002.**Analyse De L'eau ; Aspects Régimentaires Et Techniques .Sceren .Paris 360p.
- Rodier ., Bazin C., Broutin J. p., Chambon ., Champsaur H, Rodi L. ,1996.**L'analyse de l'eau : Eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. 8<sup>ème</sup> édition. Dunod. Paris. 1383 p.
- Rodier J, Legube B, Marlet N et al ., 2009 .**L'analyse de l'eau. 9<sup>ème</sup> édition. Dunod. Paris. 1579 p.
-

- Rodier J. , 2005** .l'analyse de l'eau ; Eaux Naturelles,Eaux Résiduelles ,Eaux De Mer .8<sup>ème</sup>-Edition .Dunod. 1383p.
- Rosowski, J.R., 2003**.PhotosyntheticEuglenoids. *Dans* : FreshwaterAlgae of NorthAmerica : Ecology and Classification. Wehr, J.D. et Sheath, R.G. (eds). AcademicPress, Paris.
- Schagerl, M. et Donabaum, K. 2003**. Patterns of major photosynthetic pigments in freshwateralgae. 1. Cyanoprokaryota, Rhodophyta and Cryptophyta. *Annales de Limnologie*.39 :35-47.
- Shillinglaw S.N. et Pieterse A.J.H., 1977**.Observation on algal populations in an experimental maturation pond system, *Water S.A.*, 3 (4): 183-192.
- Steiner B., 1982**.Evolution des peuplements planctoniques d'une installation de lagunage naturel (Chaucenne, Doubs), *Actes colloque Montpellier/Lagunage*, 1-5 Juin 1982, 84p.
- Thomazeau S., 2006**.Diversité phylogénétique et toxinique de cyanobactéries du sénégal et du burkinafaso. 06p.
- Travers M., 1964**. Diversité du microplancton du Golf de Marseille.Station Marine d'Endoume et Centre d'Océanographie, Marseille, France : 308-343.
- Van der Post D.C. et Torein D.F., 1974**.The retardment of algal growth in maturation ponds, *Wat. Res.*, 8 (9): 593-600 .
- Verity P.G. et Villareal T.A., 1986**. The relative food value of Diatoms, Dinoflagellates, Flagellates and Cyanobacteria for Tintinnuid-Ciliates, *Arch. Protistenkd.*, 131: 71-84.
- Wetzel, R.G ., 2001**. Limnology. Lake and River Ecosystems. 3rd Edition. Académie Press, London.

### **Webographique**

- [1] <http://www.cipel.org/sp/article47.html> 10 ,30h (10/06/2014)
- [2] [www.lenntech.fr/...eque/maladies/maladie-hydrique/...](http://www.lenntech.fr/...eque/maladies/maladie-hydrique/...)11h ( 09/06/2014)
- [3] [http://www.dgf.gov.dz/zones\\_humides/zhumide.php](http://www.dgf.gov.dz/zones_humides/zhumide.php) 10h (09/06/2014)
- [4] [www .Google earth.com /Map](http://www.Googleearth.com/Map) 2014 10h(23 /05/2014)
-

## ملخص

بحيرة "أوبيرا" هي عبارة عن بحيرة مياه عذبة, تقع في الحظيرة الوطنية لمدينة القالة بأقصى الشمال الشرقي للجزائر. ذات عمق أقصاه 3 متر.

تهدف هذه الدراسة إلى معرفة النوعية البكتريولوجية و الفيزيوكيميائية وتركيبية العوالق النباتية, لمياه بحيرة "أوبيرا"

بينت نتائج التحاليل الفيزيو كيميائية للمياه السطحية لبحيرة أوبيرا بانها تحتوي على كمية كافية من الأوكسجين المذاب، ويتميز بد رجة حموضة قلووية. من خلال التحليل البكتريولوجي تحصلنا على الأنواع التالية:

*Salmonella typhimurium, Pseudomonas aeruginosa, vibrio colerae,*

*Staphylococcus aureus...*

لوحظ أن تركيبة الطحالب علي مستوي بحيرة "أوبيرا" أغلبيتها *crysophycées*.

Les cyanobactéries, Euglinophyte, Chlorophyte, Pyrophyte قد أظهروا تواجد قليل.

من خلال نتائج هذه الدراسة يمكن تصنيف بحيرة أوبيرا من بين البحيرات الغنية بالمغذيات.

الكلمات الرئيسية: العوالق النباتية، العوامل الفيزيو كيميائية، النوعية البكتريولوجية، بحيرة أوبيرا، الجزائر.

## Abstract

Oubeira Lake is situated at 3 km of the west of El-Kala's town in the extreme north-east of Algeria between 36 ° 50 'N and 08 ° 23 E.

Our study is aiming on bacteriological, physicochemical and phytoplankton analysis of Oubeira Lake's water from 03 sites.

The results of the physicochemical analyzes of Oubeira lake are known for the surface water standards, in fact, the lake contains a sufficient amount of dissolved oxygen, and it is characterized by a pH of an alkaline water.

In bacteriological analysis, we obtained the following species: *Typhimurium Salmonella*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio cholerae*, *Staphylococcus aureus*...

The phytoplankton composition of Oubeira Lake is dominated by Chrysophyceae followed by the cyanobacteria Euglenophytes, chlorophytes, and pyrophytes. From the results of this study, it appears that Oubeira Lake can be classified among the eutrophic lake.

**Keywords:** Bacteriological quality, Phytoplankton composition, Oubeira Lake, Algeria.

---

## Résumé

Le Lac Oubeïra est un lac d'eau douce situé à 3 Km à l'Ouest de la ville d'El-Kala, à l'extrême Nord-Est de l'Algérie entre 36°50' N et 08°23' E.

Notre bute étude a porté sur la qualité bactériologique, physicochimique et phytoplanctonique de l'eau du lac Oubeïra.

Les résultats des analyses physicochimiques du lac Oubeïra sont dans les normes connus pour les eaux de la surface, en effet, ce lac contient une quantité suffisante d'oxygène dissous, et il est caractérisé par un pH d'eau alcalin.

Concernant les analyses bactériologiques, on obtient les espèces suivantes :

*Salmonella typhimurium*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio colerae*, *Staphylococcus aureus*...

La composition phytoplanctoniques du lac Oubeïra est dominé par les Chrysophycées suivit des cyanobactéries. Euglinophytes, Chlorophytes, et Pyrophytes.

D'après les résultats de cette étude, on constate que le Lac Oubeïra peut être classé une lac eutrophe.

**Mots clés :** Qualité bactériologique, Composition Phytoplancton, Lac Oubeïra, Algérie.

---