

République Algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'enseignement supérieur et la recherche scientifique
Université 8 Mai 1945

-Guelma-

Faculté des sciences de la nature et de la vie et sciences de la terre et de l'univers

Département d'écologie et génie de l'environnement



MEMOIRE DE MASTER

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Spécialité : Eau, Santé et Environnement

Option : Microbiologie de l'environnement

Thème

***EVALUATION DE LA QUALITE PHYSICO-CHIMIQUE ET
BACTERIOLOGIQUE DE L'EAU DE LA TOURBIERE DU LAC NOIR***

(Nord-Est algérien)

Présentée par :

- **ABREKANE Meryem**
- **HAMBLI Saliha**
- **TEBBIKH Oumeyma**

Membres de jury :

Président	: Mr. HOUHAMDI Moussa	Professeur	Université de Guelma
Examineur	: Mr. DJEKOUN Mohamed	M A A	Université de Guelma
Encadreur	: Mr. MERZOUG Abdelghani	M A A	Université de Guelma
	Mr. MERZOUG Seyf Eddine	Doctorant	Université de Guelma

Promotion 2011

MEMOIRE DE MASTER

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Spécialité : Eau, Santé et Environnement

Option : Microbiologie de l'environnement



EVALUATION DE LA QUALITE PHYSICO-CHIMIQUE ET BACTERIOLOGIQUE DE L'EAU DE LA TOURBIERE DU LAC NOIR

(Nord-Est algérien)

RESUME

Le Lac Noir est situé au Nord- Est Algérien, il fait partie de la commune de Berrihane, Daira de Boutelja, et la wilaya d'El Tarf et nommé site Ramsar depuis 1972.

Notre travail consisté à faire une analyse physico-chimique et bactériologique de l'eau de la tourbière du Lac Noir pendant les deux mois Avril et Mai en comparant deux stations séparées artificiellement par des riverains pour des fins agricoles de la deuxième station.

L'étude bactériologique réalisée a permet d'évaluer un degré sérieux de contamination fécale (*E. coli*, *Shigella*) surtout au niveau de cette deuxième station, aussi un taux important de bactéries pathogènes (*Aeromonas*, *Serratia* et *Staphylococcus*), capable de causer des maladies graves.

Les analyses physico-chimiques nous montré que l'eau de la tourbière du Lac Noir est dure mais elle n'est pas polluée.

Ce plan d'eau est un écosystème agréable, et malgré l'utilisation négative de son eau, reste une eau de bonne qualité. Néanmoins, il faut la protégée pour rendre la vie à la flore et la faune disparue par les activités humaines.

Mots clés: Tourbière, analyse bactériologie et physico-chimie, pollution, contamination fécale, bactéries pathogènes, maladies, dureté, écosystème aquatique, flore et la faune.

MEMBRES DE JURY:

Président	: Mr. HOUHAMDI Moussa	Professeur	Université de Guelma
Examineur	: Mr. DJEKOUN Mohamed	M A A	Université de Guelma
Encadreur	: Mr. MERZOUG Abdelghani	M A A	Université de Guelma
	Mr. MERZOUG Seyf Eddine	Doctorant	Université de Guelma

تقع البحيرة السوداء في الشمال الشرقي للجزائر، تنتمي إلى بلدية برحان، دائرة بوتلجة، ولاية الطارف، عينت موقع رامسار منذ عام 1972.

قمنا بإجراء تحاليل فيزيوكيميائية وجرثومية لمياه متربة البحيرة السوداء خلال شهري أفريل و ماي وذلك لمقارنة محطات البحيرة المفصولتين من قبل السكان المحليين لأغراض زراعية في المحطة الثانية. الدراسة الجرثومية التي قمنا بها تسمح بتقييم درجة خطورة من التلوث البرازي (كولاي، شيغيلا)، وخصوصا في المحطة الثانية، وأيضا نسبة عالية من البكتيريا المسببة للأمراض (*Aeromonas*، سراسيا والمكورات العنقودية)، قادرة على إحداث أمراض خطيرة.

أظهرت التحاليل الفيزيوكيميائية أن مياه البحيرة السوداء صلبة ولكنها ليست ملوثة.

تعتبر مياه البحيرة نظاما جيدا، بالرغم من الاستخدام السلبي لمياهه، مازال ذو نوعية جيدة. لذلك يجب حمايته لإعطاء الحياة إلى النباتات والحيوانات المنقرضة من جراء الأنشطة البشرية.

الكلمات المفتاحية :

المتربة، التحليل الجرثومي والفيزيوكيميائي، التلوث، تلوث برازي، البكتيريا الممرضة، الصلابة، النظام الإيكولوجي للمياه، النباتات والحيوانات.

Abstract

The Black Lake is located north-eastern Algeria, he was part of the common da Berrihane, Daira of Boutelja, and the wilaya of El Tarf and named a Ramsar site since 1972.

Our work is to make a physico-chemical and bacteriological water in the bog of Black Lake during the two months April and May by comparing two stations separated artificially by local residents for agricultural purposes of the second station.

The bacteriological study was carried assesses a serious degree of faecal contamination (*E. coli*, *Shigella*), especially at this second station, also a high rate of pathogenic bacteria (*Aeromonas*, *Serratia* and *Staphylococcus*), capable of causing serious diseases.

The physico-chemical analysis showed us that the peat water of Black Lake is hard but it is not polluted.

This lake is an ecosystem agreeable, and despite the negative use of its water, is good water quality. Nevertheless, it must be protected to give life to the flora and fauna extinct by human activities.

Key words:

Bog, bacteriology analysis and physical chemistry, pollution, fecal contamination, bacterial pathogens, diseases, hardness, water ecosystem, flora and fauna.

Résumé

Le Lac Noir est situé au Nord– Est Algérien, il fait partie de la commune da Berrihane, Daira de Boutelja, et la wilaya d’El Tarf et nommé site Ramsar depuis 1972.

Notre travail consisté à faire une analyse physico-chimique et bactériologique de l’eau de la tourbière du Lac Noir pendant les deux mois Avril et Mai en comparant deux stations séparées artificiellement par des riverains pour des fins agricoles de la deuxième station.

L’étude bactériologique réalisée a permet d’évaluer un degré sérieux de contamination fécale (*E. coli*, *Shigella*) surtout au niveau de cette deuxième station, aussi un taux important de bactéries pathogènes (*Aeromonas*, *Serratia* et *Staphylococcus*), capable de causer des maladies graves.

Les analyses physico-chimiques nous montré que l’eau de la tourbière du Lac Noir est dure mais elle n’est pas polluée.

Ce plan d’eau est un écosystème agréable, et malgré l’utilisation négative de son eau, reste une eau de bonne qualité. Néanmoins, il faut la protégée pour rendre la vie à la flore et la faune disparue par les activités humaines.

Mots clés:

Tourbière, analyse bactériologie et physico-chimie, pollution, contamination fécale, bactéries pathogènes, maladies, dureté, écosystème aquatique, flore et la faune.

Remerciements

Louange à Dieu le Miséricordieux qui nous a éclairé la voix de la science et de la connaissance et par sa grâce on a réussi à achever ce travail.

*Nos reconnaissances, nos vives gratitudee et nos sincères remerciements vont à Monsieur **HOUHAMDI Moussa**, Professeur au département de Biologie, d'avoir bien accepté de présider ce jury.*

*Nous tenons à remercier Monsieur **DJEKOUN Mohamed**, Maître assistant au Département de biologie à l'Université de Guelma pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury et examiner ce mémoire.*

*Nos vifs remerciements s'adressent à monsieur **MERZOUG Abdelghani**, Maître assistant au département de Biologie à l'Université de Guelma, qui nous a fait l'honneur de nous dirigé et nous guider avec patience et gentillesse tout au long de la réalisation de ce travail. Ses encouragements, sa disponibilité constante et surtout ses conseils nous ont été d'une précieuse aide.*

*On remercie également Monsieur **NEMOUCHI Amar**, responsable de laboratoire de chimie à l'Université de Guelma, Monsieur **KADRI Mekki**, Maître assistant au département de Chimie à l'Université de Guelma, Monsieur **SAMRAOUI** Professeur au département de Biologie et Monsieur **TEBBIKH Hichem**. Professeur au département d'Électronique et Automatique de l'Université de Guelma, pour leurs aides durant la réalisation de ce travail.*

*Nous remercions aussi profondément les doctorant(e)s en biologie qui nous ont été de grand secours pendant la réalisation de ce travail, plus particulièrement : **ROUAIGUIA Meryem**, **MERZOUG Seyf Eddine** et **RAGGAM Asma**, qui nous ont beaucoup soutenus.*

*Nos sincères remerciements vont à tous les enseignants du Département de Biologie de l'Université de Guelma, et les responsables de laboratoire du Département surtout Melle. **Houria**.*

Enfin, nous exprimons tous le bonheur du monde à nos collègues de la promotion sortante 2011 du Master Eau, Santé et Environnement.

Dédicace

Je remercie Allah, qui m'a donné la force et m'éclairer la voix pour achever ce modeste travail.

Je dédie le fruit de mes études :

A mes parent, mes bijoux qui m'ont entouré de tout leurs amour et leurs affection, ma chère mère Hizia, et mon père Amar. J'espère qu'il trouveront dans ce travail tout mon amour.

A mes frères Djamel, Chaabane, Aissa et le petit cavalier Nacer qui m'ont toujours donné le courage et l'esprit pour continuer mes études.

A mes soeurs Nassima, son mari et ces deux fleurs Aymen et aze eldine, Nabila et Leila.

A mes oncles , mes tantes, mes cousins et mes cousines et toutes ma grande famille pour leurs encouragements.

A ma chère amie, ma rose Guerroui Meryem.

A mes très chères amis : Oumeyma, Saliha, Nadia, Meryem.

Touts mes respects, et ma haute considération vont tous droit à mes professeurs : Mr. Merzoug Abed elrani et Mr. Houhamdi Moussa.

Et à tous mes professeurs dans tous les cycles de ma scolarité.

A des personnes qui m'a aidé durant cette expérience : Seyf eddine, meryem, Asma.

A touts les enseignants et les étudiants du département de biologie, en particulier la promotion de microbiologie de l'environnement.

Meryem.

Liste des figures

N° de tableau	Titre des figure	N° de page
1	Le complexe de zones humides de la Numidie orientale.	1
2	Localisation du Lac Noir sur carte topographique.	2
3	Photos de la tourbière du Lac Noir prises en mois d'avril.	3
4	Situation de la station météorologique de la tourbière du Lac Noir dans le climagramme d'EMBERGER.	6
5	Photos représentant la flore remarquable.	8
6	Photos de la tourbière du Lac Noir indiquent l'exploitation en irrigation et l'agriculture.	10
7	Localisation des 4 forages du lac.	11
8	Exploitation par les animaux du site.	11
9	Photos de la tourbière du Lac Noir.	12
10	La première phase de la formation.	14
11	La deuxième phase de la formation.	14
12	La troisième phase de la formation.	15
13	La quatrième phase de la formation.	15
14	les différents types de tourbière.	17
15	Localisation des points de prélèvement.	20
16	Présentation du point de prélèvement.	20
17	Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiables à 22 et à 37°C dans les eaux.	29
18	Recherche et dénombrement des clostridium sulfato-réducteur.	31
19	Recherche et dénombrement des coliformes.	33
20	Test de confirmation des coliformes fécaux.	34
21	Lecture de la catalase.	36
22	Lecture de la staphylocoagulase.	37
23	Test de citrate.	38
24	Réaction d'indole négative.	40
25	Réaction d'indole positive.	40
26	Galerie APi20E.	42
27	Test oxydase.	42
28	Variation du pH pendant le mois d'avril.	44
29	Variation de la température pendant le mois d'avril.	45
30	Variation de la conductivité dans l'eau de la tourbière du Lac Noir.	46
31	Variation spatio-temporelles de la TDS de l'eau de la tourbière du Lac Noir.	46
32	Variations de la turbidité de l'eau de la tourbière du Lac Noir.	47
33	Variations des teneurs en Calcium dans l'eau du Lac Noir.	48
34	Variation de la dureté totale de l'eau de la tourbière du Lac	49

	Noir.	
35	Variations des teneurs en Calcium dans l'eau du Lac Noir.	49
36	Variation des chlorures dans l'eau de la tourbière du Lac Noir.	50
37	Variations des MES en mg/l de l'eau de la tourbière du Lac Noir.	51
38	Variations des teneurs en résidu sec en mg/l de l'eau de la tourbière du Lac Noir.	51
39	Variations des teneurs des nitrates dans l'eau de la tourbière du Lac Noir.	52
40	Variations des teneurs des nitrites dans l'eau de la tourbière du Lac Noir.	53
41	Variations des teneurs de l'ammonium dans l'eau de la tourbière du Lac Noir.	54
42	Variation de phosphate dans l'eau de la tourbière du Lac Noir.	55
43	Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiables.	56
44	Evaluation du nombre des coliformes totaux.	57
45	Evaluation du nombre des coliformes fécaux.	57
46	Evaluation du nombre des streptocoques fécaux.	58
47	Aspect des bactéries cocci à Gram positif.	60
48	Aspect des bactéries bacilles à Gram-négatif.	61
49	Aspect des levures isolées dans le milieu Sabouraud.	61
50	Résultats de la galerie classique pour <i>Shigella sp.</i>	62
51	Résultats de la galerie classique pour <i>E.coli.</i>	62
52	Profil biochimique de <i>Serratia liquefaciens.</i>	63

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre du tableau	N° de page
1	Pourcentage de grains de pollen et des spores selon la profondeur.	8
2	Liste des taxons identifiés par l'étude palynologique.	8
3	Caractéristique des points de prélèvement.	22
4	Recherche des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).	58
5	Aspect macroscopique et microscopique des colonies bactériennes isolées de l'eau de la tourbière du Lac Noir.	59
6	Résultats de la galerie biochimique classique.	61
7	Résultats d'identification des germes par APi20E.	62
8	Identification de <i>Staphylococcus aureus</i> par la staphylocoagulase.	63
9	Table de Mac Grady.	Annexe
10	Tableau de lecture de l'APi20E.	Annexe
11	Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température.	Annexe
12	Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique.	Annexe
13	Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit).	Annexe
14	Qualité des eaux en fonction de la quantité de Magnésium.	Annexe
15	Grille de qualité des eaux en nitrates.	Annexe
16	Grille de la qualité des eaux en nitrite.	Annexe

Liste des abréviations

- : Caractère négatif

% : Pour cent

+ : Caractère positif

± : Plus ou moins

° : Degré

ASR : Anaérobies sulfitoréducteurs

BCPL: Bouillon lactose au pourpre de bromocrésol

°C : Degré Celsius

Ca⁺ : Calcium

CF : Coliforme fécaux

Cl : Chlorure

cm : Centimètre

CSR : Clostridium sulfato-réducteur

CT : Coliforme totaux

d : Variable

D /C : Double concentration

E : Est

E.coli : *Escherichia coli*

Eva Litsky : Bouillon à l'éthyle violet et aide de sodium

°F : Degré français

Fig : Figure.

g /l : Gramme par litre

GT : Germes totaux

h : Heure

H₂O : Eau

H₂S : Hydrogène sulfuré

H₂O₂ : Eau oxygéné

ha : Hectare

Km : Kilomètre

m : Mètre

Mg⁺ : Magnésium

mm : Millimètre

mn: Minute

m/s : Mètre par seconde

µm : Micromètre

µs : Micro-Siemens

mg/l : Milligramme par litre

MES : Matière en suspension

N : Nord

Na cl : Chlore de soduim

nm : Nanomètre

NH₃ : Ammoniac

NH₄ : Ammonuim

NO₂ : Dioxyde d'azote

NPP : Nombre le plus probable

NTU : Nephelometric turbidity unit

O₂ : Oxygène

OMS : Organisation mondiale de santé

ONPG : Ortho-Nitrophényle-B-D-Galactosidase

pH : Potentielle Hydrogène

PHWE : Pressurized hot waterex traction

PO₄ : Phosphate

RM : Rouge de méthyle

RN : Route Nationale

Roth : Bouillon à l'azide de sodium

S : Station

S /C : Simple Concentration

SF : Streptocoque Fécaux

Sp : Espèce

SS : *Salmonella-Shigella*

T : Température

Tab : Tableau

TDA : Tryptophane décarboxylase

TDS : Taux des sels dissous

TH : Dureté totale

TGEA : Tryptone-Glucose-Extrait de levure-Agar

TSI : Triple Sagar Iron

UFC : Unité formant colonie

VF : Viande foie

VP : Voges Proskawer

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) :

Protéose peptone	12
Extrait de levure	3
Chlorure de sodium	5
Thiosulfate de sodium	5
Sels biliaires	9
Citrate de fer ammoniacal	1,5
Salicine	2
Lactose	12

Annexe

Saccharose	12
Fuschine acide	0,1
Bleu de bromothymol	0,065
Agar	14
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 numérer 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	20
Sels biliaires	1,5
Chlorure de sodium	5
Lactose	10
Rouge neutre	0,03
Cristal violet	0,001
Agar	15

! 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 (couverture entrouverte).

- Gélose nutritive :

La gélose nutritive est un milieu qui convient à la culture des germes ne présentant pas d'exigences particulières.

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

Annexe

Peptone	5
Extrait de viande	1
Extrait de levure	2
Chlorure de sodium	5
Agar	15

pH : 7,4 (environ)

❗ Préparation :

Verser 28g dans un litre d'eau distillée. Porter à ébullition jusqu'à dissolution complète. Stériliser à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes.

- 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	5
Extrait de viande de bœuf	5
Sels biliaires	8,5
Citrate de sodium	10
Thiosulfate de sodium	8,5
Citrate de fer	1
Lactose	10
Rouge neutre	0,025
Vert brillant	0,00033
Agar	15

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.

- **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 chapoteaut10g

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) :**

Peptone5

Phosphate bipotassique5

Glucose5

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'indole10

Annexe

Chlorure de sodium5

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 la 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) :

Peptone20

Glucose5

Chlorure de sodium5

Phosphate monopotassique 2,7

Azothydrate de sodium0,3

Ethyl-violet0,0005

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) :

Annexe

Peptone	20g
Nitrate de potassium	2
Mannitol	2
Rouge de phénol à 1%	4
Agar	4

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	20
Glucose	5
Chlorure de sodium	5
Phosphate bipotassique	2,7
Phosphate monopotassique	2,7
Azohydrate de sodium	0,2

pH final= 6,8-7

Milieu double concentration

Peptone	40
Glucose	10
Chlorure de sodium	10

Annexe

Phosphate bipotassique	5,4
Phosphate monopotassique	5,4
Azohydrate de sodium	0,4
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	0,2
Citrate de sodium	2
Chlorure de sodium	5
Phosphate d'ammonium	0,2
Phosphate d'ammonium monosodique	0,8
Bleu de bromothymol	0,08
Agar	15
pH :	7,0 (environ)

- Gélose T.S.I (gélose glucose-lactose- saccharose- H₂S)

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) :

Annexe

Peptone	20
Extrait de viande	3
Extrait de levure	3
Chlorure de sodium	5
Citrate de ferrique	0,3
Thiosulfate de sodium	0,3
Lactose	10
Saccharose	10
Glucose	1
Rouge de phénol	q.c
Agar	12

- 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	10
Bile de bœuf	20
Lactose	10
Vert brillant	0,0133

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.

Annexe

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

Peptone	5
Extrait de viande	3
Lactose	5
Pourpre de bromocrésol	0,025
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.	

Les réactifs utilisés

- Réactif rouge de méthyle (RM) :

Rouge de méthyle	0,5g
Alcool à 60°	100ml

- Réactif de Vosges Proskauer (VP) :

Pour la recherche de l'acétoïne :

VP1 :

Annexe

Hydroxyde de potassium40g
Eau distillée100 ml

VP2 :

Alpha naphthol 6g
Ethanol100m

- Réactif de Kowacks:

La mise en évidence de la production d'indole :

Paradiméthylaminobenzaldéhyde 5g
Alcoolamylique75g
HCl pur 25ml

- Réactif de TDA :

Pour la recherche du tryptophane désaminase

Peptone de fer3,4g
Eau distillée 100ml (institut Pasteur, 1978).

Sommaire

Introduction

Chapitre I : Description du site

1. Les principaux sites de la Numidie oriental	1
1.1. Le Lac des oiseaux (site Ramsar)	1
1.2. Le lac noir (site Ramsar)	2
1.3. Le Lac Tonga (site Ramsar)	3
1.4. Le Lac Oubeira (site Ramsar)	3
1.5. Le Lac Mellah	4
1.6. Le Lac Bleu	4
2. Présentation du site d'étude (le lac noir)	4
2.1. Coordination géographique	4
2.2. Localisation générale	4
2.3. Géologie, géomorphologie et type de sol	4
2.4. Hydrologie	5
2.5. Etude climatique	5
2.6. Caractéristiques écologiques	7
2.7. Cadre biotique	7
2.7.1. Flore remarquable	7
2.7.2. Faune remarquable	9
3. Exploitation de site	9

Chapitre II : La tourbière

1. Définition de la tourbière	12
2. Formation et évolution de la tourbière	13
3. Types de tourbières	16
4. Causes de dégradation des tourbières	18
5. Intérêts et valeurs des tourbières	18

Chapitre III : Matériel et méthodes

1. Echantillonnage	20
--------------------	----

1.1.	Matériel d'échantillonnage	
		21
1.2.	Mode de prélèvement	
		21
1.3.	Enregistrement et étiquetage des échantillons	
		21
1.4.	Caractéristique des points de prélèvement	
		21
1.5.	Transport et conservation de l'échantillon avant l'analyse	
		21
2.	Les analyses physico-chimiques	22
1.1.	Mesure in situ	
		22
	2.1.1. Le Ph	22
	2.1.2. La température	23
	2.1.3. La conductivité	23
	2.1.4. Le taux des sels dissous(TDS)	23
1.2.	Les mesures au laboratoire	
		24
	2.2.1. La turbidité	24
	2.2.2. Le dosage du calcium	24
	2.2.3. La dureté totale TH	24
	2.2.4. Le Chlorure CL^{-2}	25
	2.2.5. La matière en suspension(MES)	25
	2.2.6. Le résidu sec	25
	2.2.7. L'azote de nitrate	25
	2.2.8. L'azote de nitrite	26
	2.2.9. L'ammonium	26
	2.2.10. Le phosphate	26
3.	Les analyses bactériologiques	27
3.1.	Détermination des germes totaux (GT)	27
3.2.	Recherche et dénombrement des clostridium sulfito-réducteurs et des spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR)	29
3.3.	Dénombrement des coliformes fécaux	32

3.4.	Dénombrement des streptocoques fécaux	34
3.5.	Recherche des germes pathogènes	35
3.5.1.	Recherche des staphylocoques à coagulase positive dans les eaux	35
3.5.2.	Recherche des levures et moisissures	37
3.6.	Tests complémentaires	37

Chapitre IV : Résultats et discussion

1.	Les analyses physicochimiques	44
1.1.	Le ph	44
1.2.	La température	44
1.3.	La conductivité	45
1.4.	Le taux des sels dissous(TDS)	46
1.5.	La turbidité	47
1.6.	Le calcium	47
1.7.	La dureté totale TH	48
1.8.	Le magnésium	49
1.9.	Le chlorure	50
1.10.	Les matières en suspension (MES)	50
1.11.	Le résidu sec à 105°C.	51
1.12.	Les nitrates	52
1.13.	Les nitrites	53
1.14.	L'ammonium	53
1.15.	Le phosphate	54
2.	Qualité bactériologique de l'eau de la tourbière du Lac noir	55
2.1.	Germes totaux	55
2.2.	Coliformes totaux	56
2.3.	Coliformes fécaux	57

2.4.	Streptocoques fécaux	
	58	
2.5.	Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)	58
2.6.	Recherche des germes pathogènes	
	59	
2.6.1.	Caractères morphologiques et coloration de Gram	59
2.6.2.	Identification biochimique	61
2.6.3.	Profil biochimique de Staphylococcus	63

Conclusion

Résumé

Références bibliographiques

Annexes

La Numidie orientale (Fig. 1) délimitée dans sa partie occidentale par l'Oued Seybouse, a pour limite septentrionale la Méditerranée et pour limite méridionale les collines de l'Atlas tellien, tandis que les frontières Algéro-tunisiennes, la délimitent à l'Est. Cette région de l'Algérie renferme un grand nombre de sites humides exceptionnels possèdent une grande diversité des écosystèmes marins, lacustres et forestières qui renferment une richesse animale et végétale élevée. Ces zones humides s'étendent sur une superficie de 156 000 ha. (Merzoug, 2008).

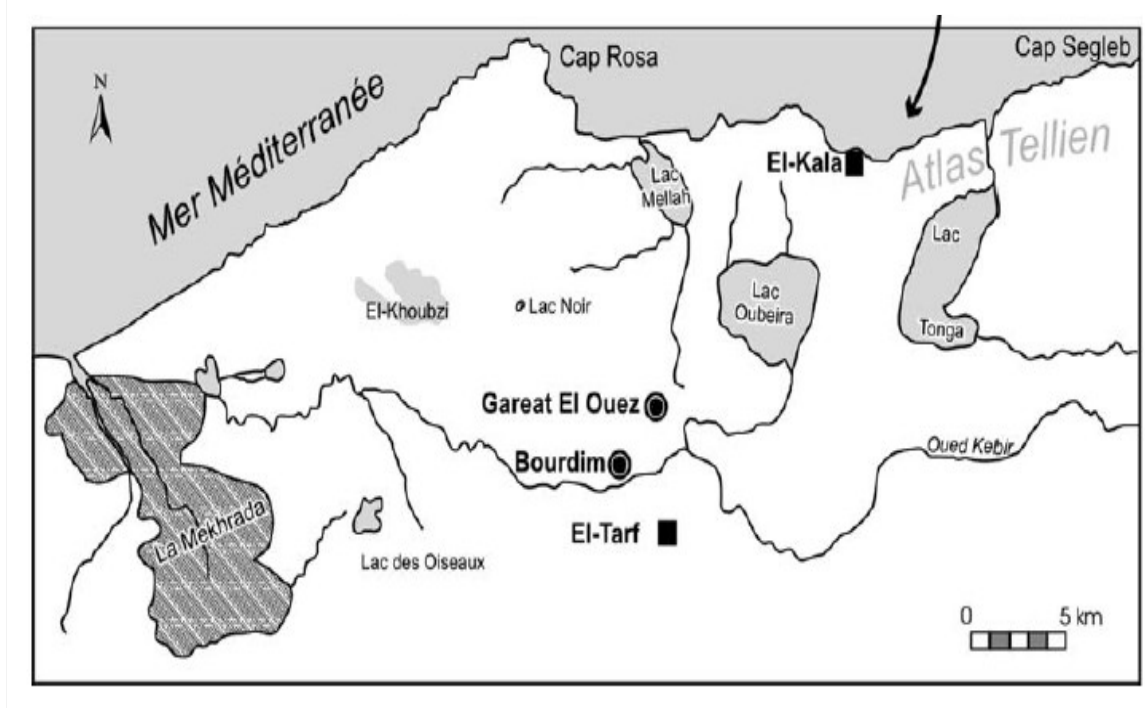


Fig. 1. Le complexe de zones humides de la Numidie orientale (Benslama et al, 2010).

1. Les principaux sites de la Numidie oriental :

1.1. Le Lac des oiseaux (site Ramsar) :

Le Lac des Oiseaux ou Garaat Ettouyou (36°47'N ,08°7'E) (fig.1) se trouve dans la commune Lac des Oiseaux qu'est rattachée administrativement à la Wilaya d'El Taraf, c'est un lac d'eau douce qui doit son nom à sa richesse ornithologique, il est classé site Ramsar depuis le 02 février 1999.

D'après Joleaud (1936) , le lac s'étendait sur 150 ha avec une profondeur de 2.5m au maximum et un dépôt de matières organiques allant de 1 à 3cm.(Samraoui et al, 1998) ont précisé que diverses pressions s'exercent sur le lac menaçant son intégrité écologique et que

se dernier occupe uniquement 70ha en période de pluie et 40ha en période sèche, avec un dépôt de matière organique de 20 cm.

Actuellement après des estimations (planimétrie par orthophotoplans), le lac s'étale seulement sur 46ha avec une surface d'eau libre de 35ha et une profondeur de 1m (Houhamdi, 1998), sa longueur maximale est de 370 m et son périmètre de 3.74 Km. (Sayad et al, 2009).

1.2. Le Lac Noir (site Ramsar) : (notre site d'étude)

Le Lac Noir (fig.1) est situé dans le complexe des zones humides d'El-Kala, c'est un lac asséché accidentellement par l'ouverture d'un forage important à proximité du site. Depuis, seule reste la tourbière sous-jacente, présentant une superficie de 5 hectares, formés de deux bassins. Le réseau hydrologique de la région, se limite à quelques ruisseaux à écoulement temporaire. (Amri, 2008).

D'ancien marais, très riche, entouré d'une forêt dense de chênes liège et vert, ce site, après assèchement involontaire regrettable, se découvre être une petite tourbière très intéressante, de ce fait elle est considérée, au vu de la rareté de ce type de milieu et de son importance indéniable, est une zone humide représentative et rare de type de zone humide naturelle de la région méditerranéenne. (Boumezbeur, 2003).



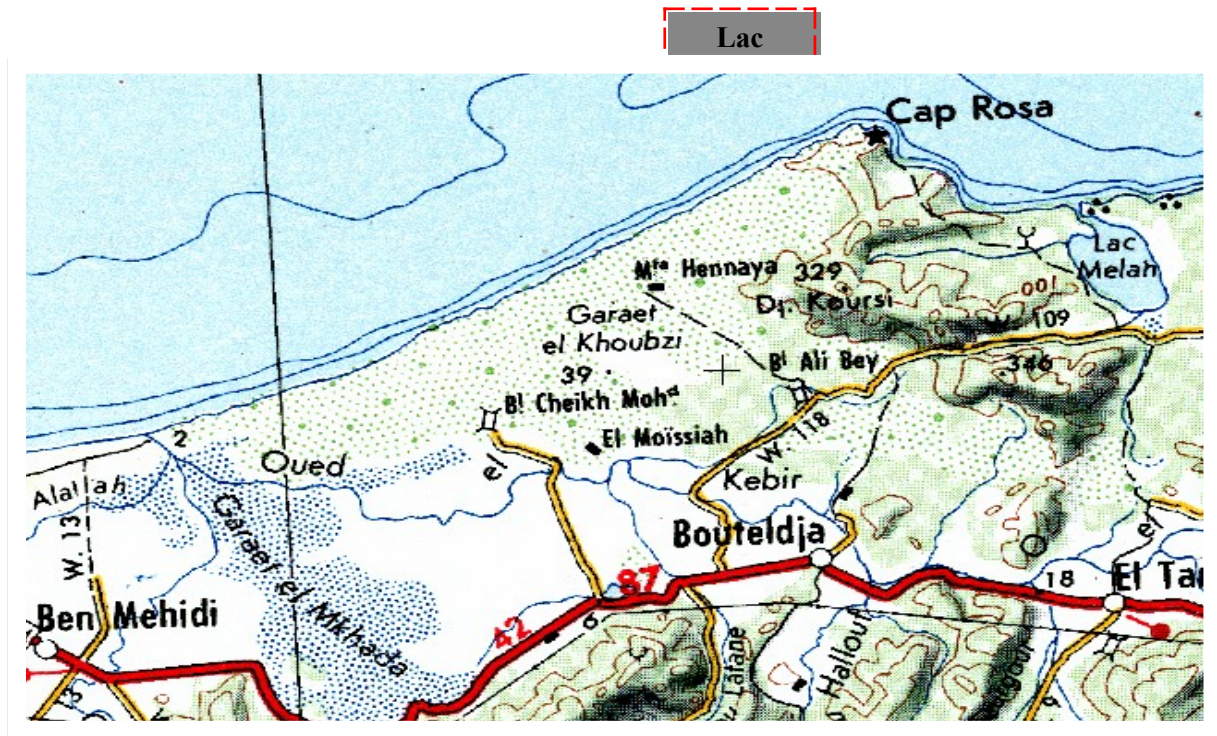


Fig. 2. Localisation du lac noir sur carte topographique 1/500000 (2).



Fig.3 : Photos de la tourbière du lac noir prises en mois d'avril (Bounar et Hambli, 2011).

1.3. Le Lac Tonga (site Ramsar) :

Le Lac ($36^{\circ} 53' N$, $08^{\circ} 31' E$) (Fig. 1) s'étale sur une superficie de 2 400 ha. Il est alimenté par Oued El-Hout au sud et par Oued El-Eurg au Nord-Est et de quelques petits cours d'eau issus des crêtes qui l'entourent. Au Nord, Oued Messida permet d'évacuer l'excès d'eau vers la méditerranée. La côte du lac est située à 2,20m au dessus de la mer et sa profondeur a voisine 2,80m ce qui permet d'avoir un écoulement lent et pourrait expliquer l'échec des travaux d'assèchement entrepris par le gouvernement français au début des années 1920. (Merzoug, 2008).

1.3.1. Le Lac Oubeira (site Ramsar) :

Ce lac ($36^{\circ} 50' N$, $08^{\circ} 23' E$) (Fig.1) s'étale sur une superficie de 2 600 ha, avec une profondeur de 3m, c'est le lac le plus profond de la région. Le lac est limité par les crêtes septentrionales, au Nord-Est Djebel Boumerchen, à l'Est les monts d'El Kala, à l'Ouest le bassin versant du lac El Mellah et en fin, au Sud-Est la forêt de l'Oubeira. (Merzoug, 2008).

1.4. Le Lac Mellah :

Le Lac ($36^{\circ} 53' N$, $08^{\circ} 20' E$) (Fig. 1) est en réalité une lagune de 873 ha du fait de son contact direct avec la mer grâce à un chenal qui lui confère une salinité voisine de 8,5 g/l. Les deux principaux affluents qui l'alimentent sont Oued Bouaroug et Oued Mellah. (Merzoug, 2008).

1.5. Le Lac Bleu :

C'est un petit lac d'eau douce, d'une superficie de 1.5 à 3 ha. Sa profondeur ne dépasse pas 2m. Il est localisé dans une formation dunaire au Nord-Est du Lac Mellah. Il est délimité au Nord par Koudiat El Rhar, au Sud-Ouest par Koudiat Ain Er Roumi, à l'Ouest par Koudiat Terch et à l'Est par Koudait El Achêch. (Merzoug, 2008).

2. Présentation du site d'étude (le lac noir) :

2.1. Coordination géographique :



Le Lac Noir est situé au Nord– Est Algérien, à une latitude $36^{\circ} 51'$ Nord et une longitude de $08^{\circ}12'$ Est, et une altitude de 15 mètres. (Boumezbeur, 2003).

2.2. Localisation générale :

Les villages les plus proches sont ceux des communes de Berrihane, agglomération de Righia, et de Bouteldja, agglomération de Lagareb faisant partie respectivement des Daïra de Ben M'Hidi et de Bouteldja qui totalisent une population avoisinante de 15.000 habitants.

La Tourbière du Lac Noir est située sur La Route Nationale N°84 (RN : N-84) reliant les villes de Annaba et El kala distantes de 80 kilomètres l'une de l'autre. (Boumezbeur, 2003).

2.3. Géologie, géomorphologie et type de sol :

L'origine géologique de la région remonte au quaternaire, elle comporte des terrains nummulitiques composés de grès et d'argiles. La zone est constituée de dépressions interdunaires atteignant une altitude de 45 mètres qui forment deux bassins bien délimités et séparés par des dunes formées sous l'action des vents prédominants de direction Nord-Ouest.

Du point de vue lithologique, il s'agit d'une part d'un relief d'érosion différentielle mettant en valeur l'opposition de deux couches dures et tendres composées de grès et d'argile.

Le site est caractérisé par le dépôt de sable dunaire avec intercalation de terre rouge et par le démantèlement des dépôts Numidiens donnant lieu à la formation d'éboulis. La lapidation des dunes s'est ensuite faite par l'intermédiaire d'une cimentation calcaire donnant naissance à des grès dunaires. Les résultats obtenus par l'étude des caractéristiques physiques et chimiques des sols du lac noir, réalisée par Felahi et Reface, (1994), montrent l'existence d'une couche de tourbe de plusieurs mètres d'épaisseur, conservant une grande quantité de débris organiques facilement reconnaissables. L'analyse au laboratoire montre que cette tourbe est acide avec un Ph acide autour de 5 et dont la structure fibreuse riche en minéraux reste un milieu peu perturbé. (Boumezbeur, 2003).

En générale en ce qui concerne la couverture pédologique, les principaux sols rencontrés dans la région du lac noir sont représentés particulièrement par les sols tourbeux, les hydro-morphes humifères et les sols hydro-morphes à Gley et à pseudo-Gley. (Benslama et al, 2007).



2.4. Hydrologie :

Le réseau hydrologique de la région se limite à quelques châabets (ruisseaux et ruisselets) à écoulement temporaire, l'alimentation en eau de l'ancien lac se faisait par un écoulement en nappe en raison de la nature sablonneuse des sols. Actuellement, le lac est complètement sec car la nappe est exploitée par un double forage alimentant en eau douce la région d'El Kala. La sortie du peu d'eau qui s'accumule se fait par évaporation ce qui confirme le bilan hydrique négatif de l'ancien Lac Noir. (Boumezbeur, 2003).

2.5. Etude climatique :

La tourbière du lac noir appartient donc au vaste complexe humide d'El-kala qui se distingue par son originalité climatique. En effet, le climat y est Sub-humide tempéré au nord, humide doux et humide chaud au Nord-est, humide tempéré au Sud et à l'Est et humide chaud et tempéré sur les collines occidentales. Cette mosaïque d'étages bioclimatiques est à l'origine des nombreux écosystèmes et de la riche biodiversité de cette région. (Benslama et al, 2007).

Le Lac Noir, quant à lui, selon la classification d'Emberger, se situe dans l'étage bioclimatique Sub-humide caractérisé par un hiver froid et humide et un été chaud et sec. Le volume des précipitations varie de 717,2 mm à 944 mm par an, janvier étant le mois le plus pluvieux, ce volume considérable est dû à l'absence d'obstacles topographiques ainsi qu'à la proximité de la mer et des lacs environnants du complexe de zones humides d'El Kala.

Les variations thermiques montrent qu'août est le mois le plus chaud, les minima des températures moyennes sont de 8°C et les maxima de 29,7°C.

Les vents les plus violents soufflent en hiver et les plus faibles en été, ceux qui prédominent sont de direction Nord-Ouest, à l'opposé des vents de Sud-Ouest qui ramènent le Sirocco pouvant souffler 14 jours par an, le maximum de journées étant enregistré en août, à raison de 2 à 3 jours. (Boumezbeur, 2003).



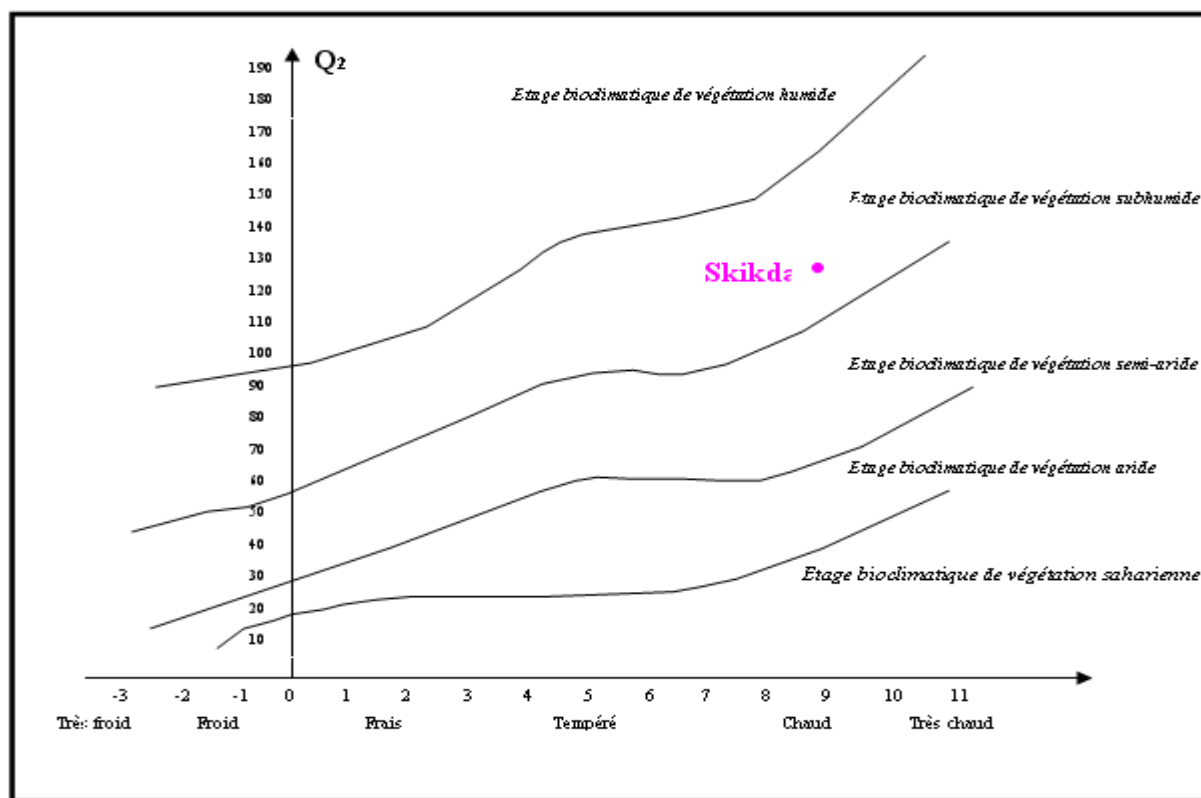


Fig. 4. Situation de la station météorologique de la tourbière du lac Noir dans le climagramme d'EMBERGER (Merzoug, 2009).

2.6. Caractéristiques écologiques

Le Lac Noir était recouvert, avant son assèchement, par de très beaux îlots de nénuphars jaunes, espèce que l'on ne trouve plus que dans une seule station, celle de l'embouchure de l'oued Messida alimentant le lac Oubeïra. Il était également entouré par une forêt très dense de chêne liège qui protégeait le lac et sa richesse spécifique très élevée.

En 1986, la forêt qui se trouvait dans la région a été détruite par des incendies volontaires et involontaires, les dunes ont été occupées par le *Pinus pinaster*.

Mais les incendies fréquents ont détruits une très grande partie du couvert végétal, seules sont restées quelques espèces annuelles communes. La liste de la flore est portée dans les tableaux ci-dessous. Actuellement, en dépit de quelques analyses, la tourbière reste à étudier. (Boumezbeur, 2003).



2.7. Cadre biotique :

2.7.1. Flore remarquable :

L'étude des sols de la tourbière du Lac Noir démontre la présence d'une flore riche ainsi que l'état et la bonne santé de l'eau dans le sol, surtout en profondeur, ceci favorise l'accumulation d'une litière peu dégradée, aboutissant à la formation d'un sol tourbeux. La description morphologique ainsi que les analyses polliniques ont permis de mettre en évidence 18 familles de plantes supérieures ainsi que des ptéridophytes (graminées, bétulacées, fagacées, typhocées, polypodiacées, rosacées, cuprésacées, myricacées, cypéracées, polygonacées, rubiacées, liliacées, malvacées, papilionnacées, nymphacées, urticacées, labiacées, mimosacées). En effet, la présence de graines de pollen très résistantes dans la tourbe permet de reconstituer le paysage végétal des diverses époques. (Boumezbeur, 2003).



Fig. 5. Photos représentant la flore remarquable (Hambli, 2011).

Tab.1. Pourcentage de grains de pollen et des spores selon la profondeur (Boumezbeur, 2003).

Profondeur (cm)	Caractéristiques
-----------------	------------------



0 – 60	Contient 57,8 % du pollen et des spores, prélevés, le plus grand nombre de familles correspondant à la végétation forestière de type méditerranéen.
60 – 140	Réduction du pourcentage de grains 34,6 % par contre une augmentation des Carex, Bruyère, Menthe et Renoncules, est enregistrée. Ces espèces sont des taxons de tendance hygrophile. Apparition de certaines espèces telles que : Quercus sp, Nuphar.
140 – 200	Réduction du taux de grains de pollen et de spores (7%). Caractérisé par la naissance d'espèces vivaces comme les Bétulacées (Carex et Erica).

Tab.2. Liste des taxons identifiés par l'étude palynologique (Boumezbeur, 2003).

FAMILLE	ESPECE
Ptéridophytes (spore)	
Bétulaceae	<i>Alnus glutinosa</i> <i>Bétula sp</i> Autres
Composeae	
Cypéraceae	<i>Carex sp</i> Autres
Ericaceae	<i>Erica sp</i>
Fagaceae	<i>Quercus sp</i>
Gramineae	<i>Phragmites australis</i> <i>Aira cupaniana</i> Autres
Juncaceae	<i>Juncus sp</i>
Labiaceae	<i>Mentha sp</i>
Liliaceae	
Malvaceae	
Myrtaceae	<i>Myrtus communis</i>
Nympheaceae	<i>Nuphar luteum</i>
Papillonaceae	
Polypodiaceae	
Polygonaceae	
Ranunculaceae	<i>Ranunculus sp</i>
Rubiaceae	2 espèces
Rosaceae	<i>Rubus sp</i>
Typhaceae	

2.7.2. Faune remarquable :

Le site fait partie d'une région intéressante sur le plan faunistique, elle de ce fait fréquentée par des espèces intéressantes comme le Cerf de Barbarie *Cervus elaphus barbarus*,



la genette *Genetta genetta*, la mangouste *Herpestes ichneumon* et la Hyène rayée *Hyena hyena*. (Boumezbeur, 2003).

3. Exploitation de site :

L'eau de la tourbière du Lac Noir est souvent utilisée par les riverains de cette zone humide soit pour l'irrigation des terres agricoles avoisinantes, soit par son utilisation pour le pâturage de leurs bétails.

Effectivement, nous avons constaté durant les périodes de nos prélèvements la présence de plusieurs pompes à moteurs tout au long de la bordure du deuxième bassin du lac. Cette irrigation a pour effet déséquilibrant de cet écosystème sur le plan chimique ou biologique.



Fig.6. Photos de la tourbière du Lac Noir indiquent l'exploitation en irrigation et l'agriculture (Bounar et Hambli, 2011).

Aussi le Lac Noir est destiné à l'alimentation de la ville d'El-Kala en eau potable par l'ouverture de 4 forages en 1990. (Amri, 2008).

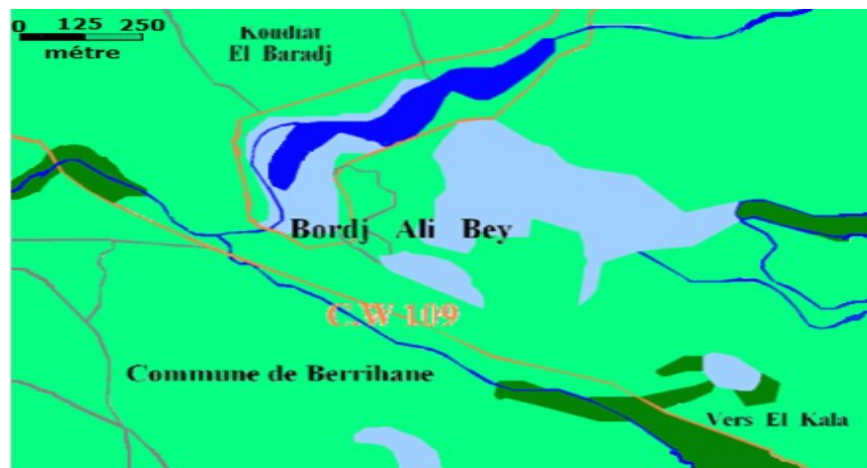


Fig.7. Localisation des 4 forages du Lac Noir (Amri, 2008).

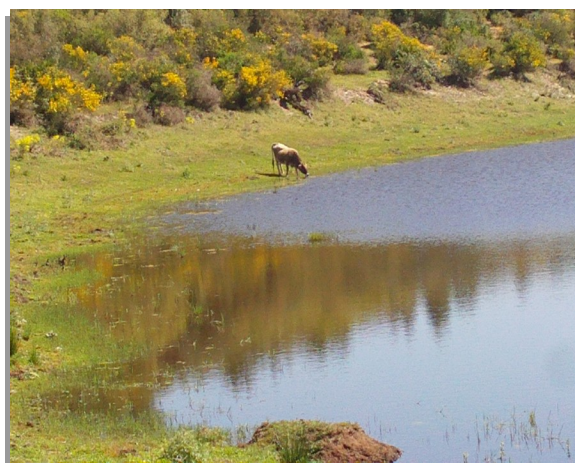


Fig.8. Exploitation par les animaux du site (Bounar, 2011).



En outre, durant nos sorties, nous avons trouvé plein de grenouilles et de leurs têtards, révélant une exploitation par une introduction (élevage) de cette espèce, ce qui va modifier (déséquilibre) la nature biotique et abiotique de l'eau du lac.



Les zones humides ont un rôle régulateur et épurateur essentiel à l'équilibre du milieu naturel et à la préservation de la ressource en eau et à la production de biomasse. Elles participent d'autant mieux au maintien des équilibres hydrodynamiques et à la régulation de l'écoulement des eaux qu'elles sont peu perturbées. Les zones humides présentent également un grand intérêt faunistique et floristique. (3)

Dans ce chapitre, on va présenter brièvement un de ces milieux particulier et fragile c'est la tourbière, dont la spécificité de ces caractéristiques permet de la distinguer parmi les milieux d'importance écologique

1. Définition de la tourbière :

La tourbière est une zone humide dont le sol est saturé en permanence d'une eau stagnante ou très peu mobile et donc pauvre en oxygène nécessaire au métabolisme des micro-organismes (bactéries et champignons), responsables de la décomposition et du recyclage de la matière organique. Dans ces conditions asphyxiantes (anaérobiose), la litière végétale ne se minéralise que très lentement et très partiellement. Elle s'accumule alors, progressivement, formant un dépôt de matière organique mal ou non décomposée : la tourbe.



Fig.9: Photos de la

(Hambli, 2011)

tourbière du Lac noir

La tourbe est une véritable roche végétale fossile, donc un sol organique issu de la dégradation incomplète de débris végétaux dans un milieu saturé en eau. Elle contient au



moins 20 % de carbone (30 % dans le cas de tourbes riches en argiles) et peut s'accumuler sur plusieurs mètres d'épaisseur, au rythme moyen de 0,2 à 1 mm par an. (4). Elle n'est pas vraiment un sol, ni vraiment litière mais un peu les deux à la fois. (Gobat et *al.*, 2003) .

2. Formation et évolution de la tourbière :

La tourbe ne pouvant se former que dans des milieux constamment gorgés d'eau, l'existence d'un bilan hydrique positif, c'est-à-dire, les apports d'eau (pluie, neige, brouillard, ruissellement, nappe...) doivent être égaux ou supérieurs aux pertes (évapotranspiration, écoulements latéraux ou verticaux...), est une condition indispensable (condition sine qua non) à la formation et au développement des tourbières. (5)

Différents facteurs interviendront dans l'établissement d'un bilan hydrique :

- ❖ Le climat, notamment, aura un rôle fondamental.
- ❖ La pluviosité conditionne en grande partie les apports hydriques.
- ❖ La température agit sur les taux d'évapotranspiration, en même temps qu'elle influence les phénomènes de production et de minéralisation de la matière organique.

Ainsi, les climats très secs (apports hydriques insuffisants), ou très froids (production de matière organique trop faible), excluront l'existence de tourbières. Les climats les plus favorables seront ceux qui allient des précipitations importantes à des températures relativement basses, mais des tourbières pourront se développer sous des climats chauds à condition que les pertes par évapotranspiration soient compensées par d'abondantes précipitations (c'est le cas des tourbières tropicales ou équatoriales).

Certaines conditions locales pourront également favoriser l'existence de tourbières. Ainsi, la topographie jouera un rôle important : l'accumulation des eaux dans une dépression du sol ou leur écoulement lent le long d'une faible pente créeront des conditions favorables à la genèse de milieux tourbeux.

La nature du substrat géologique aura également un rôle important, notamment sa perméabilité, déterminant sa capacité à retenir les eaux, qui aura une influence directe sur le bilan hydrique, ou ses caractéristiques chimiques qui pourront modifier l'activité des micro-organismes décomposeurs.



L'évolution d'une tourbière passe par 5 phases : l'eau libre, le radeau flottant, le tremblant, le bombage et l'affaissement.

o L'eau libre

Partout où la topographie le permet, l'eau de fonte s'accumule. Il se forme des lacs si la dépression est bien marquée, mais il peut s'agir aussi de fonds plats mal drainés où l'eau paresse.



Fig. 10. La première phase de la formation.

o Le stade pionnier

Au début de grosses touffes de Carex forment une ceinture végétale, puis des Sphaignes s'installent entre ces touradons (bombements de végétation).

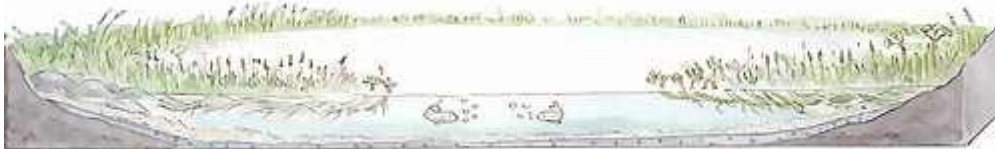


Fig. 11. La deuxième phase de la formation.

C'est le point de départ d'une colonisation qui va former un tapis végétal non enraciné sur le fond mais fixé aux rives et progressant en surface. Peu à peu, des plantes à longs rhizomes (tiges souterraines horizontales) vont venir consolider ce premier radeau. Les Laiches ou Carex, le Trèfle d'eau et la Narthécie constituent ce groupement pionnier. On parle alors de radeau flottant.

o Le tremblant ou tourbière flottante

La matière organique issue des plantes aquatiques mortes se décompose mal dans l'eau froide, elle s'accumule. Peu à peu, le radeau s'épaissit et évolue sur l'eau libre.





Fig. 12. La troisième phase de la formation.

Peu à peu le radeau s'épaissit, grâce notamment à certaines sphaignes qui forment des coussinets piégeant l'eau atmosphérique. On a alors les tremblants ou radeaux flottants de « Haut-marais ». C'est la période la plus productive de tourbe.

o Le bombage ou tourbière haute

Les sphaignes continuent à coloniser horizontalement et verticalement cet écosystème particulier jusqu'au comblement de la cuvette où se trouve la tourbière.

Sous ce tapis végétal vivant, une matière brunâtre ou jaunâtre, imbibée d'eau est en train de se constituer : c'est la tourbe. Une ou plusieurs buttes se forment puis augmentent de taille : c'est ce qu'on appelle le bombage.



Fig. 13. La quatrième phase de la formation.

La croissance de la tourbière devient alors centrifuge : la périphérie est encore en eau alors que la partie centrale s'assèche peu à peu. C'est ce qui explique pourquoi on trouve côte à côte des plantes qui ont des besoins en eau différents.

La tourbière se « bombe » tellement que l'eau d'origine (celle du lac) est maintenant à plusieurs mètres en dessous, inutilisée. Seule l'eau atmosphérique (pluie, neige, brouillard), plus acide, est utilisée par les plantes.

Cette croissance s'arrête quand il n'y a plus d'eau libre. A ce moment, toute la tourbe a été élaborée.



o L'affaissement

Toute cette masse de tourbe se tasse, creusant des « gouilles» par endroits (= petites dépressions qui se remplissent d'eau), la tourbière s'assèche doucement.

Au fil du développement de ce milieu, la biocénose se modifie pour s'adapter aux conditions nouvelles survenues à chaque stade.

L'étude des pollens (palynologie) permet de retracer l'histoire de la végétation, les successions climatiques et même l'histoire de l'activité humaine (défrichement du néolithique : plus de pollens de graminées que de pollens d'arbres). (6)

3. Types de tourbières :

Il existe plusieurs classifications permettant d'identifier et de décrire les tourbières, qui font référence à certains de leurs caractères. Ainsi, parmi ceux généralement retenus, les influences climatiques et biogéographiques qui permettent de distinguer, selon : leur répartition, l'acidité du milieu et le niveau trophique. D'autres critères sont également utilisés, comme la morphologie des tourbières (plates, bombées...), leur situation géomorphologique ou leur végétation dominante (tourbières à sphaignes, à grandes ou à petites laïches, à roseaux...).

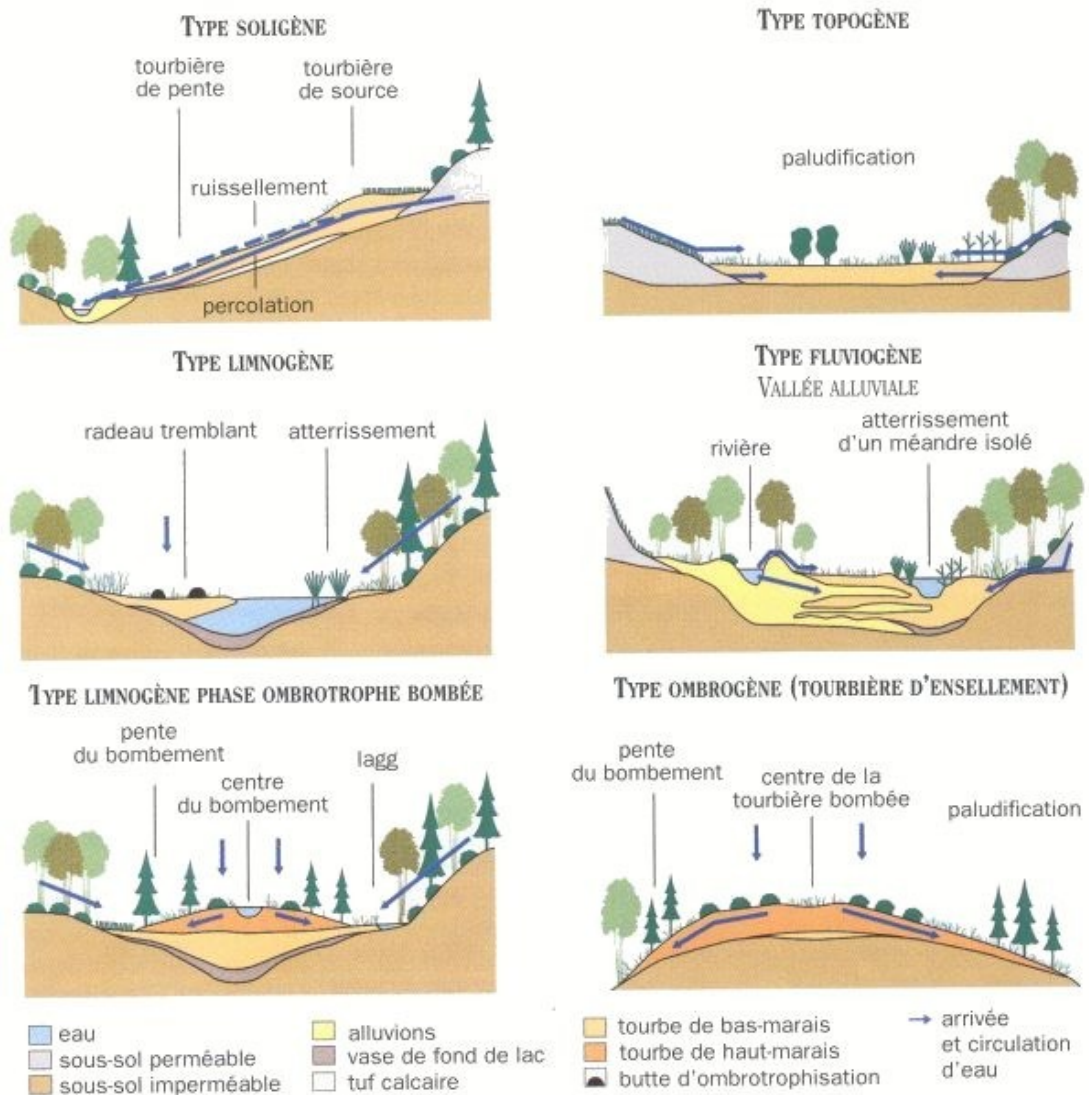
La classification la plus intéressante aujourd'hui tient compte à la fois de l'origine (termes en -"gène") et du mode d'alimentation hydrique (termes en -"trophe") des tourbières. Elle constitue la classification moderne de ces milieux, récemment développée par Julve (1994, 1996, 1997).

Lorsque les conditions d'un bilan hydrique positif sont réunies, associées à une production de matière organique excédentaire, les processus de tourbification pourront s'amorcer et donner naissance à différents types de tourbières en fonction des conditions de leur formation.

- Les **tourbières topogènes** résultent de l'accumulation des eaux, provenant de ruissellements ou d'une nappe affleurante, dans une dépression topographique.



- Les **tourbières limnogènes** sont issues de l'atterrissement progressif d'une pièce d'eau à partir de radeaux végétaux flottants.
- Les **tourbières soligènes** naissent à la faveur d'un écoulement lent et continu le long d'une faible pente (sources, suintements).
- Les **tourbières fluviogènes** (ou **telmatogènes**) proviennent de l'inondation périodique d'une vallée par un cours d'eau ou une nappe alluviale.
- Les **tourbières ombrogènes**, enfin, naissent lorsque les précipitations, abondantes, constituent la seule source hydrique responsable de la turbification.



Les flèches indiquent les mouvements latéraux ou verticaux de l'eau.

Fig.14. les différents types de tourbière.



Quel que soit leur mode de genèse, les tourbières pourront être de type minérotrophe (ou géotrophe) ou de type ombrotrophe, en fonction de leur mode d'alimentation hydrique.

Dans le cas d'une alimentation minérotrophique, les eaux proviennent d'écoulements latéraux et ont été en contact avec le substratum géologique. Au contact du sol, ces eaux se sont généralement enrichies en substances minérales dissoutes, dans des proportions variables dépendant de la nature du substratum. Aussi, les tourbières minérotrophes sont très variées, acides à alcalines, oligotrophes à eutrophes. On les nomme bas-marais, tourbières basses ou tourbières plates ("fens" en anglais) car leur surface est généralement très proche de celle de leur nappe d'alimentation.

Les tourbières ombrotrophes, que l'on rencontre sous des climats très pluvieux, ne sont, quant à elles, alimentées que par les eaux météoriques (pluie, neige, brouillard), acides et pauvres en ions minéraux. Elles donnent alors naissance à des tourbières toujours acides et oligotrophes, dominées par les sphaignes et appelées hauts-marais, tourbières hautes ou tourbières bombées ("bogs" en anglais) en raison de la forme de dôme généralement prise par leur surface.

Entre les différents types de tourbières ainsi définis, tant du point de vue de leur mode de genèse que de celui de leur alimentation, des cas intermédiaires existent. (7)

4. Causes de dégradation des tourbières :

Malgré leur immense valeur patrimoniale et en dépit de la multiplicité des fonctions qu'elles assurent et dont l'Homme, d'ailleurs, est souvent le bénéficiaire direct, les tourbières ont subi, durant plusieurs décennies, d'importantes et continues dégradations découlant des activités humaines.

Jusqu'au début du siècle, pourtant, les nombreuses ressources naturelles produites par les tourbières (tourbe combustible, fourrage, litière végétale, pâture, gibier, fruits...) étaient exploitées par les populations rurales pour qui ces écosystèmes précieux représentaient une réelle source de revenus économiques. Les tourbières étaient intégrées à la vie économique et sociale de ces populations et faisaient alors l'objet d'usages traditionnels extensifs pratiqués de manière le plus souvent artisanale, parcimonieuse et respectueuse du milieu et du caractère



renouvelable des ressources. Ces ressources, bien que limitées, étaient tout à fait suffisantes pour les besoins de l'époque. (8)

5. Intérêts et valeurs des tourbières :

Les tourbières sont des milieux très fragiles qui abritent des espèces animales et végétales peu communes dans des habitats spécifiques. Aussi est-il important de bien connaître l'origine et le fonctionnement de ces formations afin de les apprécier à leur juste valeur :

- ❖ **Valeur biologique** : véritables musées vivants où sont conservés des types de milieux et d'espèces en voie de disparition (faune et flore spécifiques).
- ❖ **Valeur hydrologique** : elles s'intègrent à des zones humides qui participent à l'équilibre hydrologique de nos régions. Comme une grosse éponge, elles retiennent l'eau et la redistribuent tous les mois de l'année (intérêts en périodes d'inondations et de sécheresse).
- ❖ **Valeur scientifique** : le **caractère très acide** de ces formations empêche la décomposition des végétaux en favorisant ainsi la fossilisation (pollens, spores, invertébrés et vertébrés), ce qui permet de retracer le paysage botanique et le climat au cours des 15 000 dernières années.
- ❖ **Valeur paysagère**.
- ❖ **Valeur culturelle et éducative** : lieux de mémoire locale. (9)





1. Les analyses physicochimiques :

1.1. Le pH :

Pour ce paramètre, on n'a pas remarqué de grande variation entre les points de prélèvement; les valeurs enregistrées sont globalement très proche de la neutralité.

Ces valeurs sont comprises entre 5,7 et 7,2 pour les deux stations pendant le mois d'avril (Fig .28).

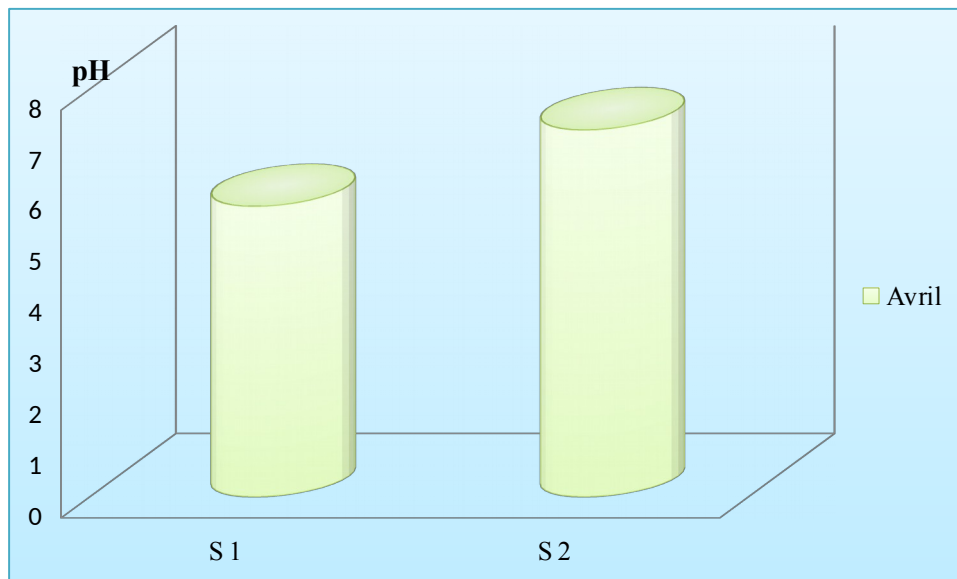


Fig.28. Variation du pH pendant le mois d'avril

1.2. 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. (Merzoug, 2009).



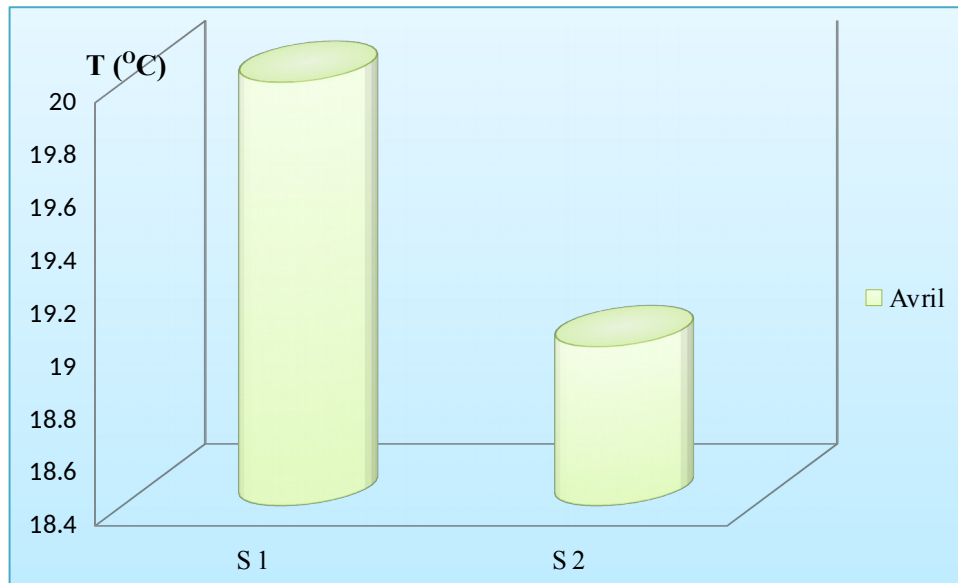


Fig.29. Variation de la température pendant le mois d'avril

Les températures enregistrées de l'eau de la tourbière du Lac Noir pendant le mois d'avril sont comme suites (Fig.29) :

- Station 1 : 20 °C.
- Station 2 : 19 °C.

Ces valeurs se rapprochent de la température minimale de l'air ambiant car le mois d'avril représente un mois plus ou moins chaud, en plus, le prélèvement est effectué presque à midi. Néanmoins, la qualité de cette eau est bonne en fonction de la température selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau (voir Annexe : Tab.11).

1.3. La conductivité :

La mesure de la conductivité permet d'évaluer rapidement mais très approximativement la minéralisation globale de l'eau et d'en suivre l'évolution. D'une façon générale, la conductivité s'élève progressivement de l'amont vers l'aval des cours d'eau. (Rodier, 2005).



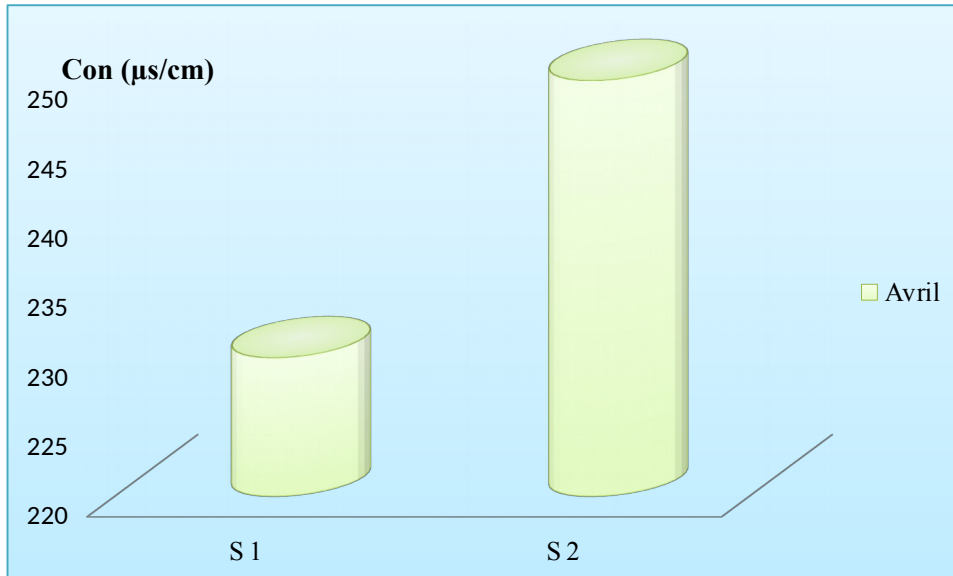


Fig.30. Variation de la conductivité dans l'eau de la tourbière du Lac Noir

La conductivité de l'eau du lac durant le mois d'avril varie entre 230 et 250 $\mu\text{s/cm}$ respectivement dans les stations 1 et 2 (Figure 30), ce qui signifie que l'eau est moyennement minéralisée, donc, l'eau est de bonne qualité (voir l'annexe : Tab.12).

1.4. Le taux des sels dissous(TDS) :

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

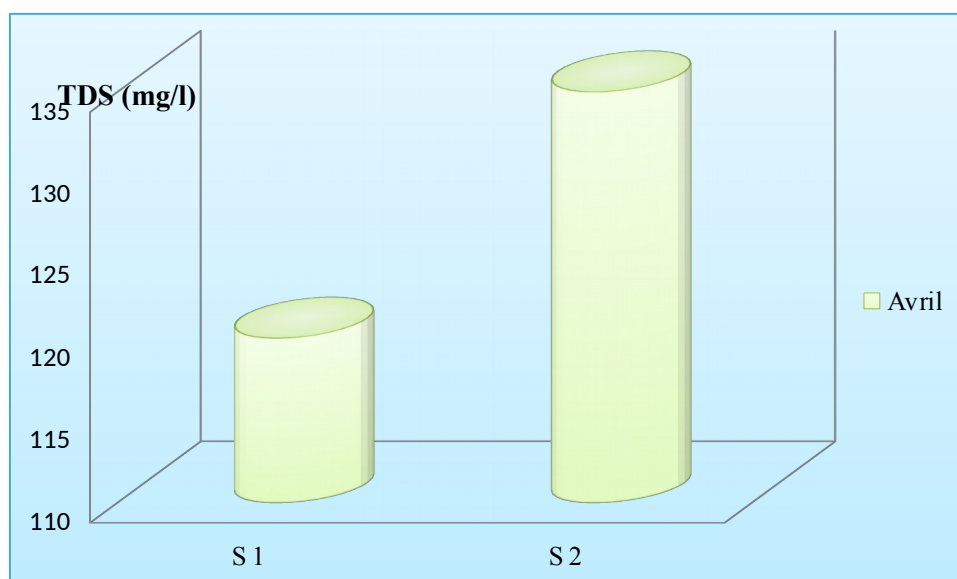


Fig.31. Variation spatio-temporelles de la TDS de l'eau de la tourbière du Lac Noir



La mesure de TDS pendant le mois d'avril permet d'illustrer que la valeur maximale enregistrée est 135 mg/l dans la station 2, tandis que la valeur minimale 120 mg/l enregistrée au niveau de la deuxième (Fig.31).

1.5. La turbidité :

La turbidité est favorisée par la pluviométrie. Dans les eaux profondes, la turbidité empêche la lumière influençant ainsi la végétation. (Rodier, 2005).

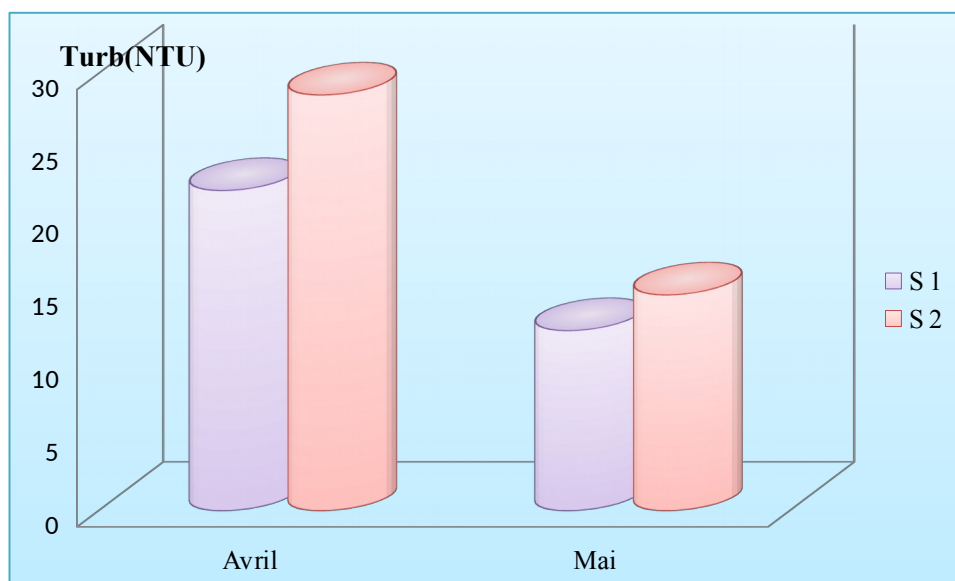


Fig.32. Variations de la turbidité de l'eau de la tourbière du Lac Noir

Les résultats obtenus pour les deux sites, pendant les deux prélèvements se situent entre 21.96 et 28.52, ce que signifie que les eaux du lac sont légèrement troubles ($5 < NTU < 30$) (voir l'annexe : Tab.13) soit par les particules organiques soit par des colloïdes ou de plancton.

D'après les résultats (Fig. 32). Les grandes valeurs sont généralement enregistrées dans les deux stations pendant le mois d'avril dues à une période pluviale.

1.6. Le calcium :

Le calcium est un élément de la dureté de l'eau. Ces teneurs dans les biotopes terrestres ou limniques présentent une importance écologique majeure. (Merzoug, 2009).



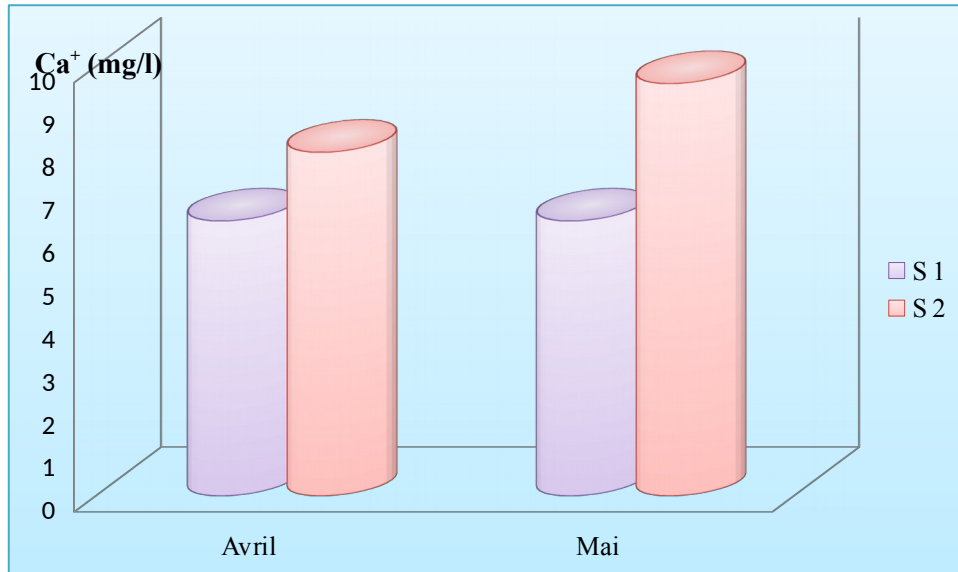


Fig.33. Variations des teneurs en Calcium dans l'eau du Lac Noir

L'eau de la tourbière présente une valeur maximale de calcium égale à 9,6 mg/l dans la station 2 en mois de mai et une valeur minimale égale à 6,4 mg/l dans la station 1 durant le mois d'avril (Fig.33). Ceci peut être lié directement à la nature géologique des terrains traversés par l'eau.

1.7. La dureté totale TH :

La dureté d'une eau est due principalement à la présence de sels de calcium sous forme de bicarbonates, de sulfate, et de chlorures. C'est donc la concentration en ions alcalino-terreux, que l'on mesure globalement par le litre hydrotimétrique TH. (Aouissi, 2007).



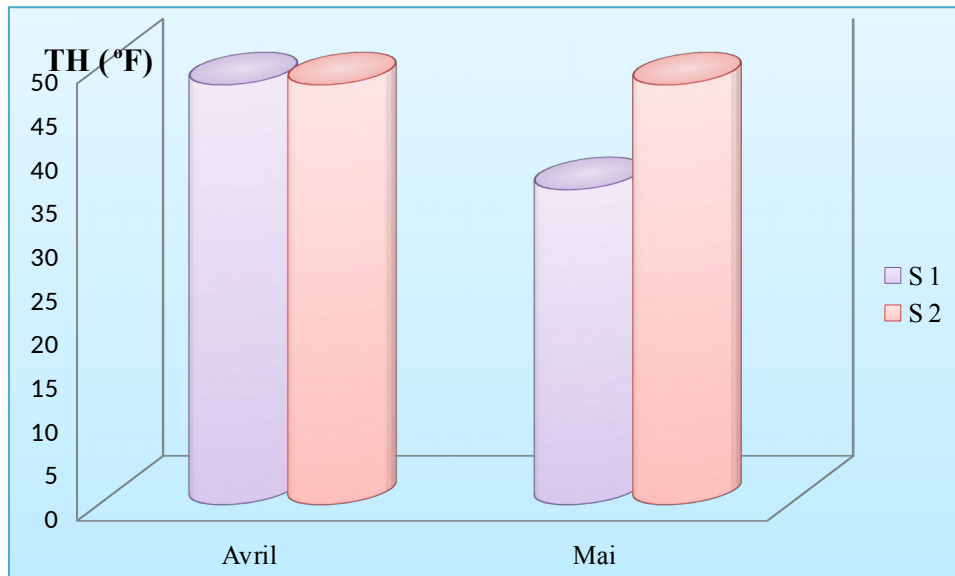


Fig.34. Variation de la dureté totale de l'eau de la tourbière du Lac Noir

La dureté enregistrée du lac est comprise entre 36°F et 48°F (Fig.34) et selon le classement français l'eau de la tourbière est dure.

1.8. Le magnésium :

Le magnésium constitue un élément majeur dans la dureté de l'eau, il est présent sous forme de carbonates ou de bicarbonates.

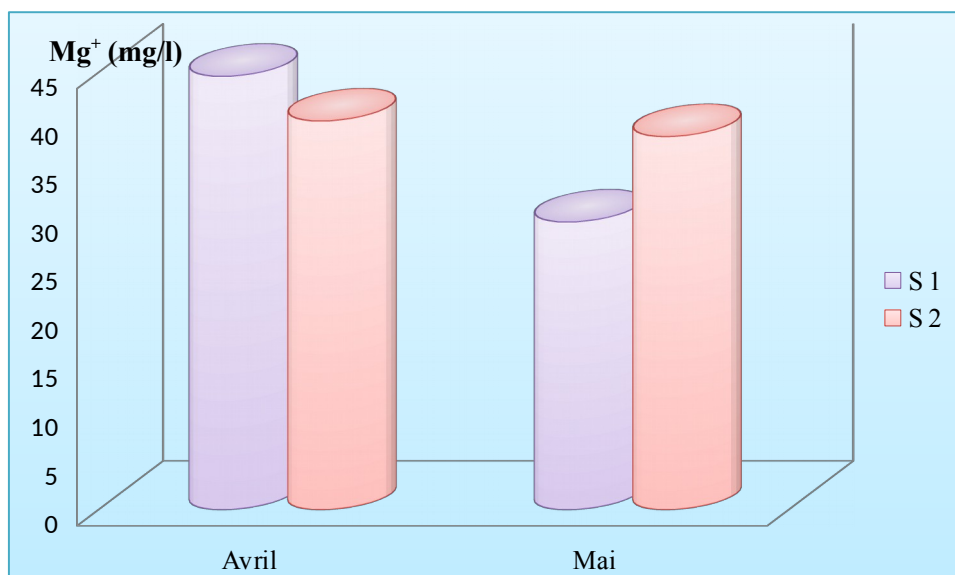


Fig.35. Variations des teneurs en Calcium dans l'eau du Lac Noir



Les teneurs du magnésium (Fig.35) sont assez proches les unes des autres. Les valeurs maximales (40 et 44.6 mg/l) sont observées pendant le mois d'avril, due probablement à la pluviométrie.

Selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau du Ministère des ressources en eaux (voir l'annexe, Tab.14), l'eau de la tourbière du Lac Noir est de bonne à acceptable.

1.9. Le chlorure :

L'eau contient presque toujours des chlorures mais en proportion très variables, leur teneur augmente avec le degré de minéralisation de l'eau.

Les ions de chlorures proviennent des lentilles argileuses présentes dans les alluvions.

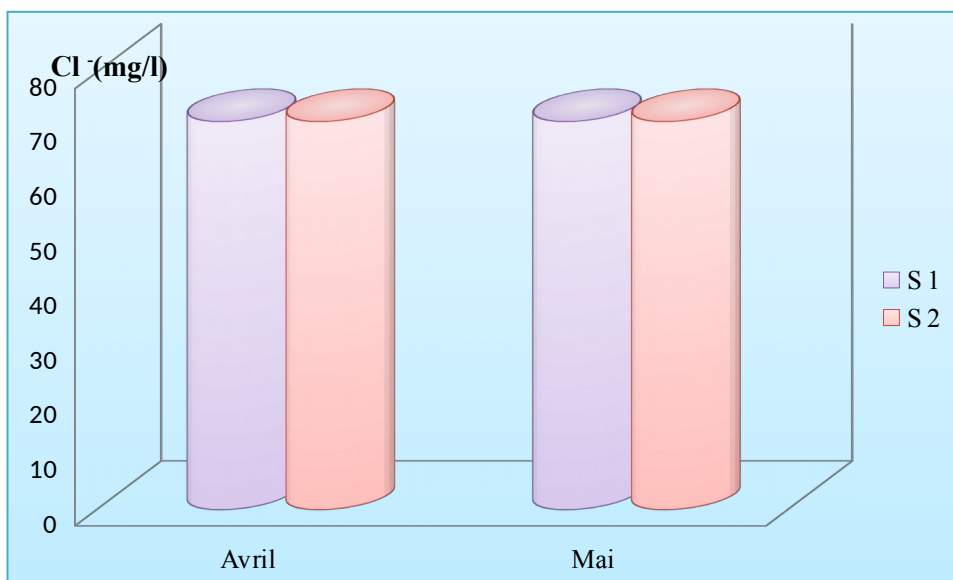


Fig.36. Variation des chlorures dans l'eau de la tourbière du Lac Noir

Les teneurs calculées dans les deux stations sont identiques arrivées à 71mg/l, cette valeur n'a pas dépassée la norme de potabilité « 250 mg/l »(Fig.36).

1.10. Les matières en suspension (MES) :

Les eaux superficielles contiennent des matières en suspension et des teneurs mg/ml ne posent pas de problème majeur. (Benabda et *al.*, 2010).



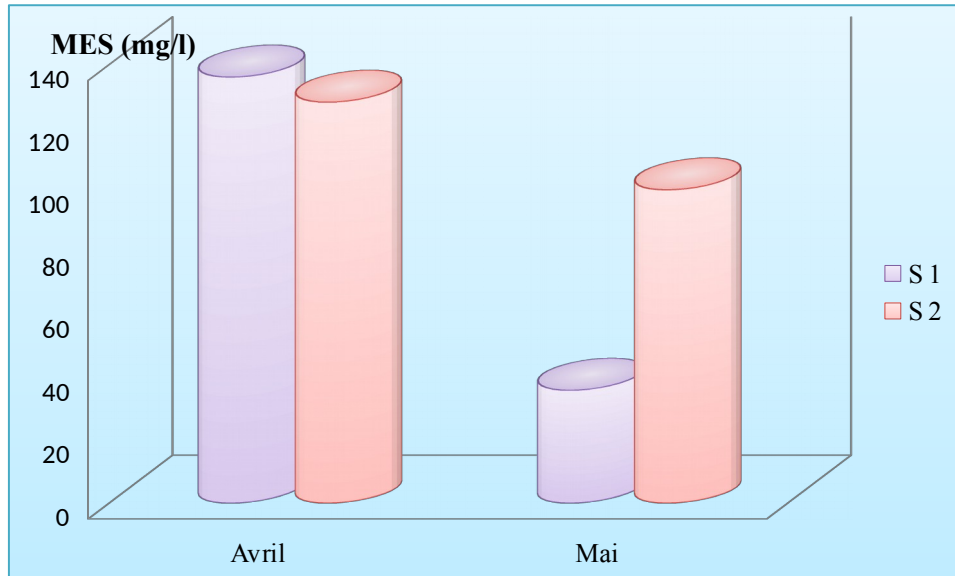


Fig.37. Variations des MES en mg/l de l'eau de la tourbière du Lac Noir

L'histogramme ci-dessus montre que le taux des matières en suspension le plus élevé enregistré pendant le mois d'avril est due principalement à la pluviométrie.

1.11. Le résidu sec à 105°C:

Le résidu sec est la quantité de la matière solide dans l'eau, autrement dit, la somme des matières en solution et en suspension. Ces dernières donnent à l'eau sa couleur brunâtre et parfois sombre, qui conditionne la pénétration de la lumière dans le milieu influençant ainsi la faune et la flore aquatique. (Merzoug, 2009).

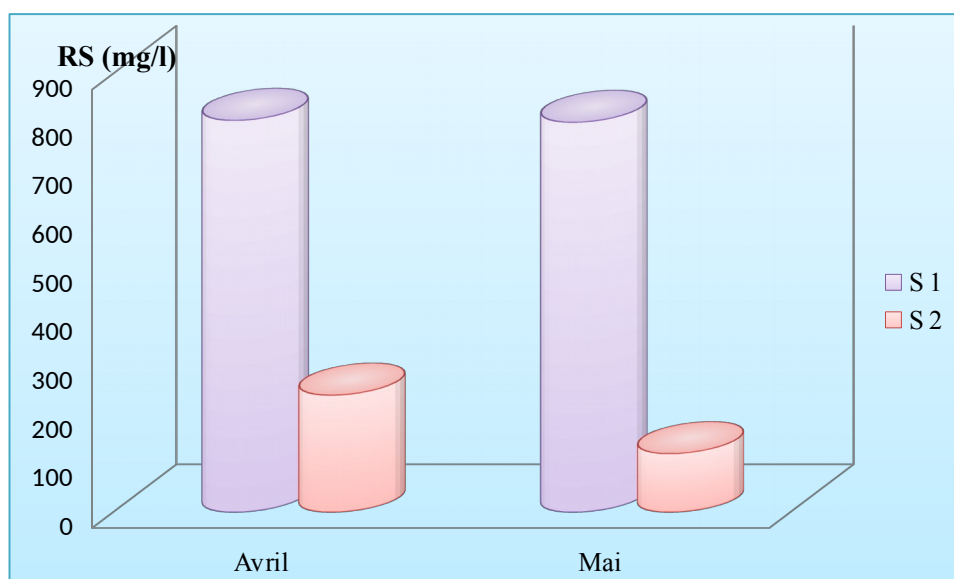


Fig.38. Variations des teneurs en résidu sec en mg/l de l'eau de la tourbière du Lac Noir



Les résultats obtenus (Fig.38) montrent que les valeurs du résidu sec enregistrées dans la station 1 est beaucoup plus supérieur de ceux calculées dans la station 2 avec un maximum de 804 mg /l (S1) et un minimum de 120 mg /l (S2). Ces résultats justifiés par la présence d'une grande quantité de tourbe dans la station 1 par rapport à la station 2.

Néanmoins ces valeurs semblent être moins importantes selon l'OMS qui recommande une valeur limitée moins de 1000 mg/l.

1.12. Les nitrates :

Les nitrates existent à l'état naturel, dans les sols, dans les eaux et dans toutes les matières végétales. Ils proviennent de la décomposition naturelle par des micro-organismes, de matières organiques azotées telles que les protéines des végétaux, des animaux et des excréta d'animaux. Ils parviennent ainsi aux eaux superficielles par les nappes d'eau souterraines et par le ruissellement des terres agricoles en hiver. (Merzoug, 2009).

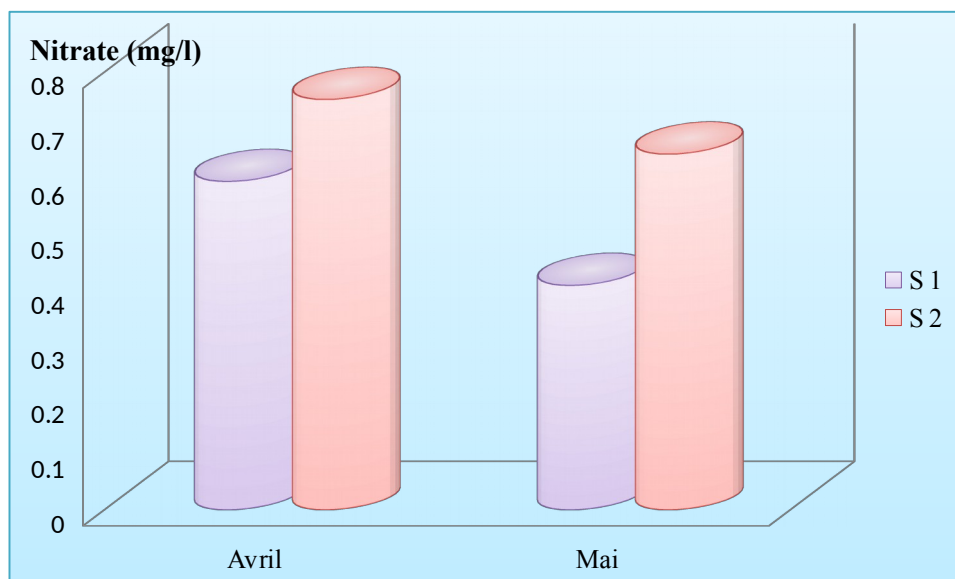


Fig.39. Variations des teneurs des nitrates dans l'eau de la tourbière du Lac Noir

Les teneurs en nitrate dans la deuxième station sont légèrement élevés par rapport à la première (Fig.39), due probablement à l'utilisation des engrais dans l'agriculture.

Selon la grille de la qualité des eaux en nitrates (voir l'annexe, Tab.15), les eaux de Lac Noir sont de bonne qualité. (Merzoug, 2009).



1.13. Les nitrites :

Considéré comme un élément toxique, le NO_2 est la forme la moins stable dans le cycle de l'azote. Il est issu de la réduction de l'ammonium NH_4 . Son origine est liée à l'agriculture et aux rejets urbains et industriels.

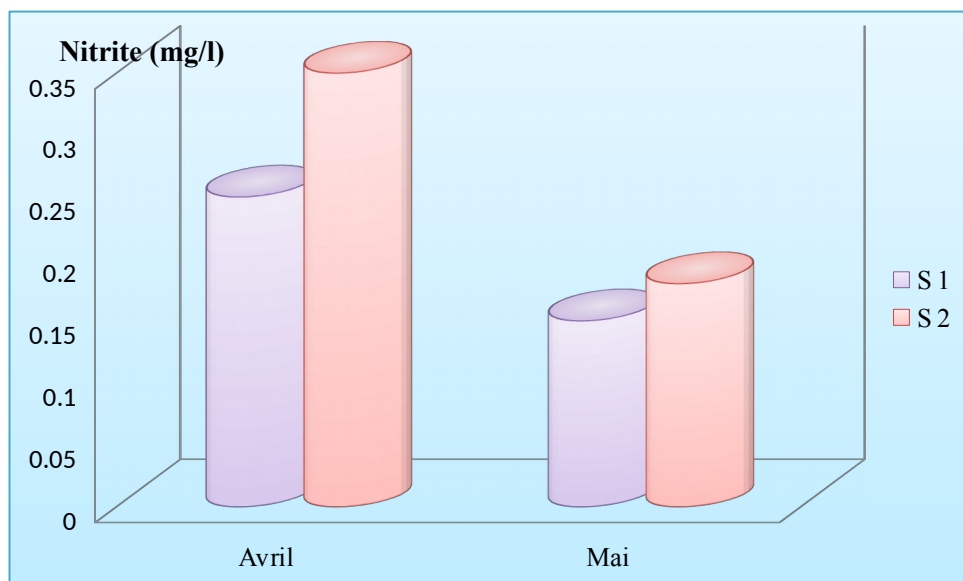


Fig.40. Variations des teneurs des nitrites dans l'eau de la tourbière du Lac Noir

L'histogramme ci-dessus nous montre que les teneurs en nitrites enregistrées dans les deux stations ne dépassent pas les normes requises (voir l'annexe : Tab.16). Le maximum enregistré est de 0.30 mg/l au niveau de la deuxième station due probablement aux activités agricoles.

1.14. L'ammonium :

L'ammonium est souvent trouvé sous forme ionisée (NH_4^+) ou ionisée (NH_3), il peut avoir pour origine dans les eaux superficielles : la matière végétale des cours d'eau, la matière organique animale ou humaine, les rejets industriels, les engrais, etc. (Boukertouta, 2009).

Sa présence est à rapprocher des autres éléments azotés identifiés dans l'eau comme les nitrates et les nitrites.



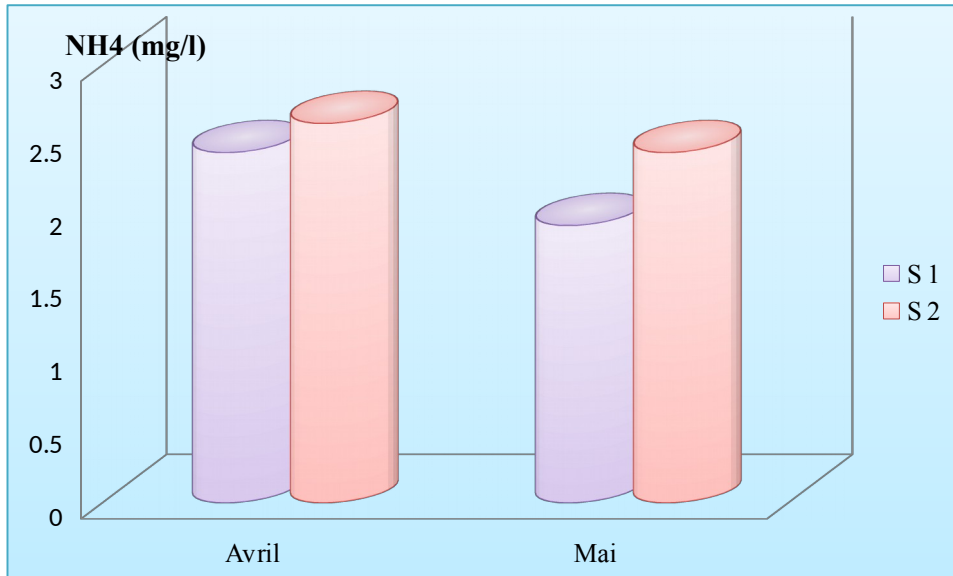


Fig.41. Variations des teneurs de l'ammonium dans l'eau de la tourbière du Lac Noir

La teneur en ammonium dans la deuxième station est élevée par rapport à la première (Fig.41), à cause de la teneur en nitrites et en nitrates, ces derniers sont utilisés et transformés en ammoniums par les bactéries nitrifiantes (pollution bactériologique), nous supposons que l'ammonium est oxydé par ces derniers.

1.15. Le phosphate :

Correspond à la fraction de phosphore qui se trouve sous forme minérale dissoute. La majorité des apports de phosphore provient de sources ponctuelles : rejets urbains ou industriels, des déjections animales provenant d'élevages industriels.

Cet élément se retrouve dans les eaux de surface et dans les sédiments sous plusieurs formes, organiques (phospholipides, phosphoprotéines, ...) et ou minérales (phosphate et poly phosphate) plus ou moins complexées. (Sayad, 2008).



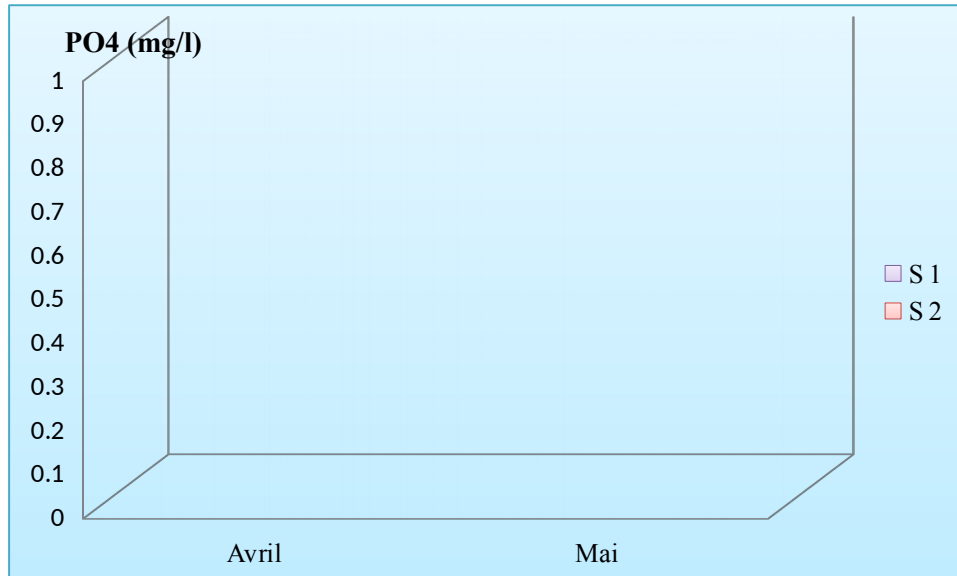


Fig.42. Variation de phosphate dans l'eau de la tourbière du Lac Noir

Les résultats des analyses montrent une absence totale des composés phosphorés (Fig.42), expliqué probablement par l'utilisation des engrais de nature non phosphoriques au niveau des terres agricoles avoisinantes.

2. Qualité bactériologique de l'eau de la tourbière du Lac Noir :

2.1. Germes totaux :

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



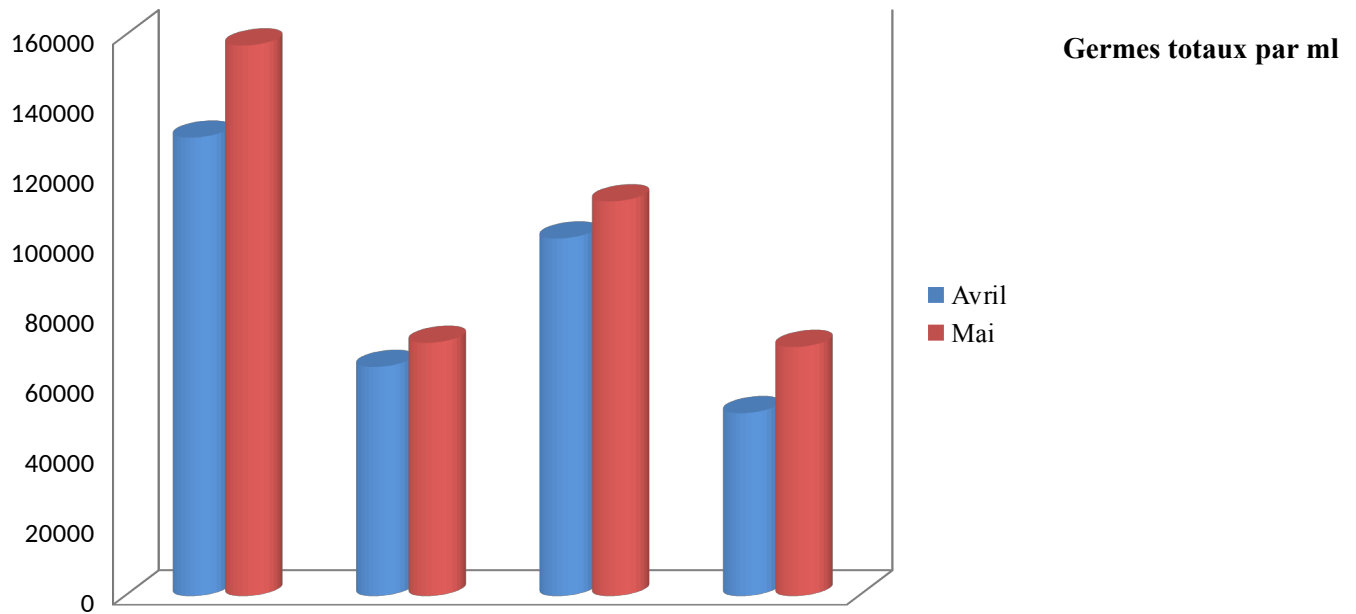


Fig.43. Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiables

Nos résultats ont montrés que le nombre des germes totaux incubés à 22°C en mois de mai est plus élevé qu'en mois d'avril dans les deux parties du lac, avec un taux maximum de 160000 GT/ml dans la station 1 (en mai) et un minimum de 6000 GT/ml (en avril) (Fig.43) et même chose est observé pour ceux qui ont été incubés à 37°C, cela peut s'expliquer par la diminution et augmentation des chutes de pluies.

2.2. Coliformes totaux :

La présence de bactéries coliformes dans un milieu signifie forcément une contamination fécale d'origine humaine (Camille *et al.*, 2003).

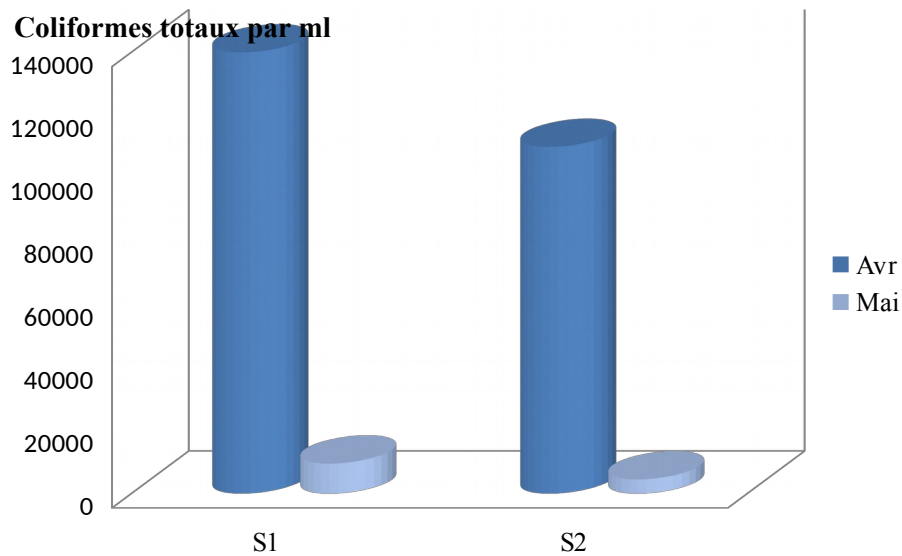


Fig.44. Evaluation du nombre des coliformes totaux

L'effectif des coliformes totaux a atteint son maximum en mois d'avril dans les deux stations 1 et 2 respectivement avec 140000 CF/ml et 110000 CF/ml (Fig.44). Par contre le minimum est observé dans la station 2 en mois de mai avec 5000 CF/ml.

2.3. Coliformes fécaux :

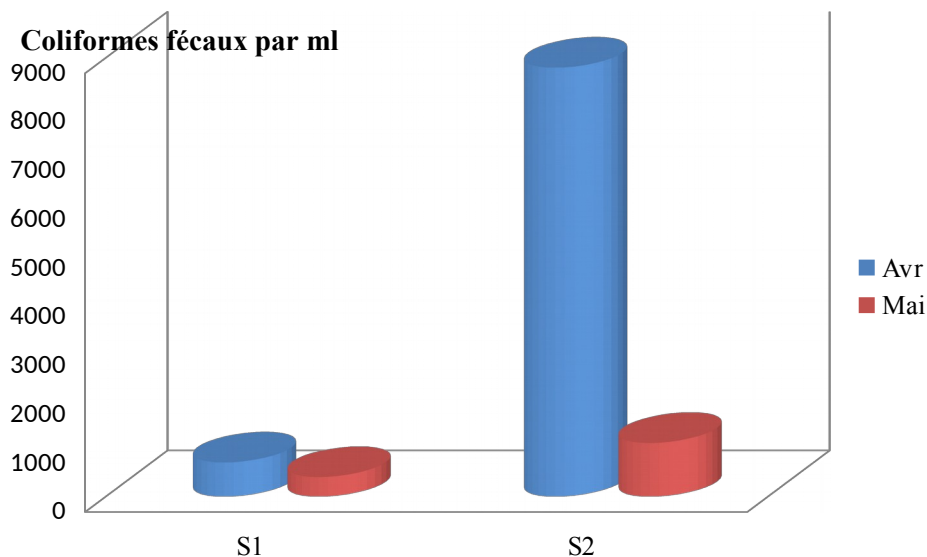


Fig.45. Evaluation du nombre des coliformes fécaux

Le dénombrement des micro-organismes fécaux, dans les deux stations, a montré une différence significative quantitatif entre les stations 1 et 2 par un maximum enregistré avec



8800 CF/ml en mois d'avril dans la station 2 et un minimum de 800 CF/ml en moi de mai (Fig.45).

2.4. Streptocoques fécaux :

Le nombre de streptocoques fécaux est directement lié à la quantité de matière fécale animale se trouvant dans l'eau.

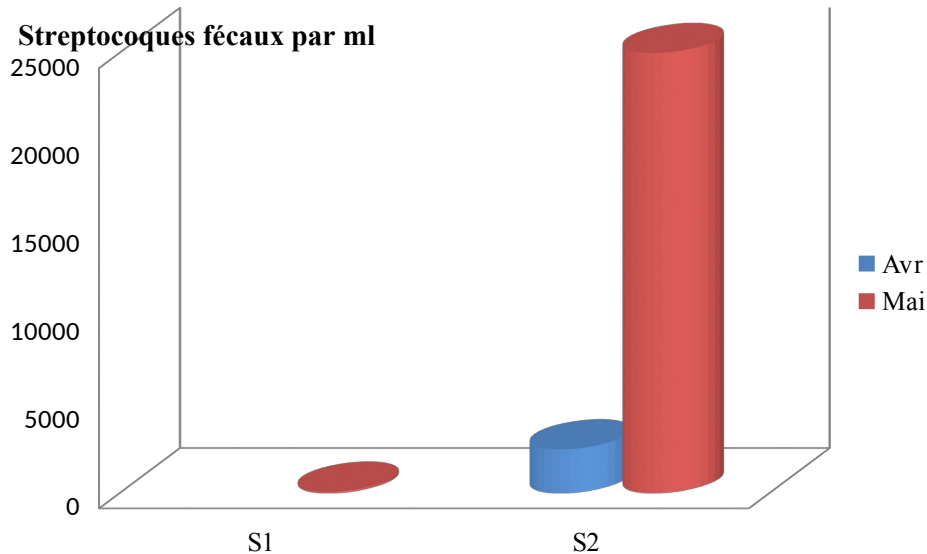


Fig.46. Evaluation du nombre des streptocoques fécaux

L'histogramme ci-dessus des streptocoques D, nous montre que les effectifs les plus élevés ont été observés durant le mois de mai au niveau de la station 2 avec un maximum de 25000 streptocoques fécaux par ml, et une absence totale au niveau de la station 1.

2.5. Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) :

Les spores des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) constituent généralement des indices de contamination ancienne.

Tab.4. Recherche des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)

Période	Station 1	Station 2
Avril	Négatif	Négatif
Mai	Négatif	Négatif






D'après nos résultats, le Lac Noir ne contient pas de germes sulfito-réducteurs (*Clostridium* sp) responsable des maladies graves (Tab.04)

2.6. Recherche des germes pathogènes :




Pour la recherche de germes pathogènes (Les staphylocoques, les entérobactéries, les clostridium, les moisissures, les levures et autres), on a utilisé plusieurs milieux et tests biochimiques. Les résultats des aspects macroscopiques et microscopiques des colonies bactériennes isolées et leur identification biochimique, sont résumés dans les tableaux et figures ci-dessous.

2.6.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram :

Tab.5. Aspect macroscopique et microscopique des colonies bactériennes isolées de l'eau de la tourbière du Lac Noir

Culture	Observation macroscopique des colonies	Observation microscopiques
Gélose nutritive (GN) 	<ul style="list-style-type: none"> - Circulaire, lisse, plate, brillante transparente - Irrégulière, lisse, plate jaune - Bombée, lisse, à contour régulier, de couleur jaune. 	- Bacilles isolés, Gram négatif.
Gélose Mac Conkey (MC) 	- Marron élevée, lisse brillante	- Bacilles isolés, Gram négatif
Gélose Hektoèn (GH) 	Petites colonies bombés a contours régulier, soit pigmenté en: <ul style="list-style-type: none"> -vert ou bleu vert pour les germes lactose négatif. - jaunes quand le lactose est positif. 	- Bacilles isolés, Gram négatif



<p>Milieu Chapman (G Ch)</p> 	<p>- Petite, opaque, lisse, bombée, à contour régulier, pulvérulente, de couleur blanche ou jaune.</p>	<p>- Cocci groupés en grappe de raisin, Gram positif.</p>
<p>Milieu Sabouraud</p> 	<p>- Colonies muqueuse, bombée blanchâtre</p>	<p>- Pour les levures des cocci ovoïde plus volumineuse que les bactéries colorées en mauve. - Des langues hyphes rose pour les champignons.</p>
<p>Gélose SS</p> 	<p>- Colonies plates maron ou transparent à contour régulier.</p>	<p>- Bacilles isolés, Gram négatif.</p>

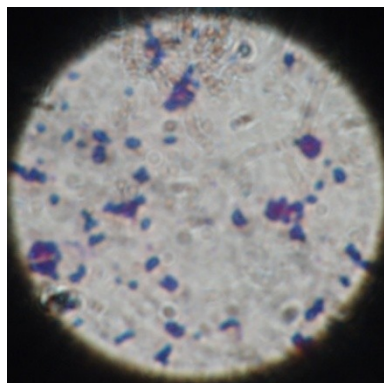


Fig.47. Aspect des bactéries cocci à Gram positif

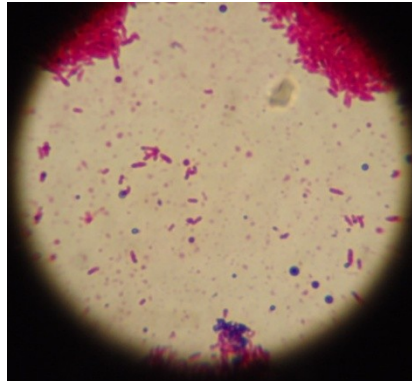


Fig.48. Aspect des bactéries bacilles à Gram-négatif

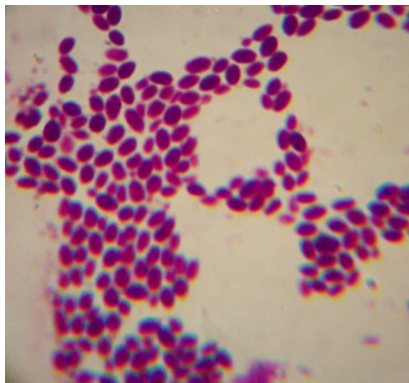


Fig.49. Aspect des levures isolées dans le milieu Sabouraud

2.6.2. Identification biochimique :

Tab.6. Résultats de la galerie biochimique classique

Gélose	Espèces bactériennes isolées
Gélose nutritive	<i>Shigella sp</i>
Salmonelle Shigelle	<i>E. coli</i>
Mac Conkey	<i>E. coli</i>



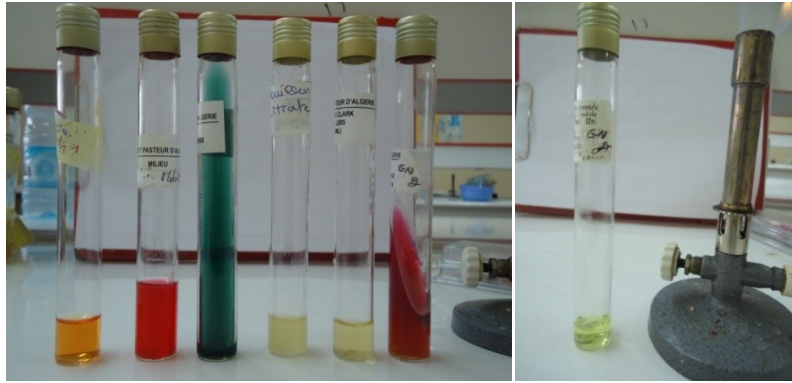


Fig.50. Résultats de la galerie classique pour *Shigella* sp

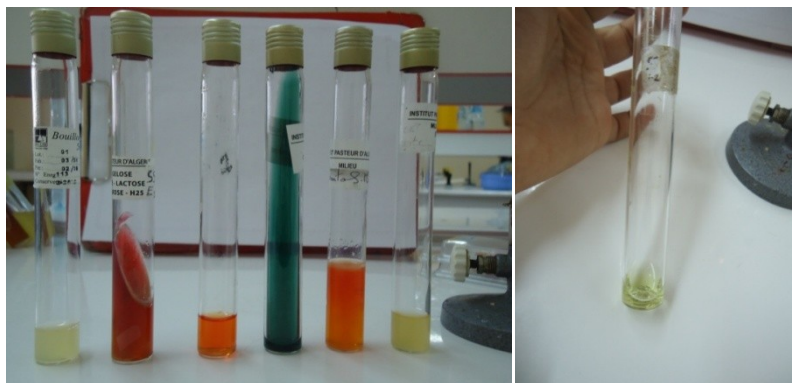


Fig.51. Résultats de la galerie classique pour *E.coli*

Tab.7. Résultats d'identification des germes par APi20E

Milieu	Nom des bactéries
Mac-Conkey	<i>Serratia odorifera</i>
Hektoène	<i>Aeromonas hydrophila</i>
Hektoène	<i>Aeromonas hydrophila</i>
Hektoène	<i>Serratia liquefaciens</i>
SS	<i>Serratia liquefaciens</i>



Fig.52. Profil biochimique de *Serrasia liquefaciens***2.6.3. Profil biochimique de Staphylococcus :**

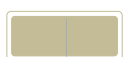
Dans de nombreux laboratoire, la recherche de la staphylocoagulase libre est souvent le seul test d'identification des souches de *Staphylococcus aureus* à cause de sa sensibilité (92 à 99%) et surtout de sa spécificité (100%). Cependant, ce test a des inconvénients dont la possible dissolution du caillot avant lecture et le temps de réalisation longue.

Tab.8. Identification de *Staphylococcus aureus* par la staphylocoagulase

	Catalase	Mannitol		Mobilité	Staphylocoagulas e
		aérobiose	anaérobiose		
Station 1	+	-	+	-	-
Station 2	+	+	-	-	-

D'après les résultats, la coagulase est négative pour les deux échantillons cela se traduit par l'absence de l'espèce *Staphylococcus aureus*

- Pour l'échantillon 1 : la coagulase est négative et le mannitol est positif donc l'espèce présente est : *Staphylococcus saprophyticus*.
- Pour l'échantillon 2 : la coagulase est négative et le mannitol est négatif donc l'espèce présente est : *Staphylococcus epidermidis*.



1. Echantillonnage :

La qualité du rapport final rédigé par un laboratoire sera influencée par la qualité de l'échantillon prélevé et soumis à l'analyse. La distribution des microorganismes et des éléments chimiques dans les eaux superficielles n'est pas homogène. Elle a été décrite comme étant aléatoire ou propagatrice (distribution en amas ou en agrégats). (Lightfoot, 2002).

Le Lac Noir est un plan d'eau naturel, mais vu des changements introduites par l'homme ces dernières années, dont il a été séparé en deux parties pour des fins agricoles, on a choisi de faire un échantillonnage dans chaque partie du lac afin de comparer la qualité microbiologique et physico-chimique des deux sites.



Fig.15. Localisation des points de prélèvement (source : Google Earth 2011).



Photos de la première station.



Photos de la deuxième station.

Fig.16. Présentation du point de prélèvement (Hambli, 2011).



1.1. Matériel d'échantillonnage :

Les échantillons d'eaux doivent être prélevés dans des flacons en verres borosilicaté stérilisés à l'autoclave (15minutes à 120°C) ou dans des flacons en matière plastique à usage unique. (Dellarras, 2000).

Pour les paramètres physicochimiques, les échantillons doivent être prélevés dans des récipients propres, et en plastiques. (Reggam, 2010).

1.2. Mode de prélèvement :

Les flacons d'échantillonnages ne doivent être ouverts qu'au moment du prélèvement de l'échantillon. Une fois l'échantillon est prélevé, les flacons doivent être fermés hermétiquement jusqu'au moment de l'analyse. (Merzoug, 2009).

1.3. Enregistrement et étiquetage des échantillons :

Il est essentiel que les échantillons soient clairement étiquetés immédiatement avant les prélèvements et que les étiquètes 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, 2002).

1.4. Transport et conservation de l'échantillon avant l'analyse :

Les flacons d'échantillonnages doivent être hermétiquement fermés et conservés dans une glacière à 4°C. Il est important que le travail analytique est réalisé immédiatement ou le plus tôt possible après l'échantillonnage, de manière à éviter les modifications de la composition chimique due au dégazage et aux réactions photo-lytiques ou microbiennes. (Boukertouta *et al.*, 2009).

1.5. Caractéristique des points de prélèvement :

Pour mieux évaluer la qualité bactériologique et physicochimique du l'eau de la tourbière du Lac Noir, nous avons choisie deux points de prélèvements (ou deux stations) (S1 et S2) détaillés dans le tableau 3 (Fig.15). Ces deux points se trouvant dans deux parties différentes du lac, à cause de la séparation de ce dernier par les riverains. Donc notre choix est dans le but est de déterminer l'influence de cette séparation par une comparaison des résultats d'analyses effectués.



La totalité de nos analyses bactériologiques et physico-chimiques ont été réalisés au niveau des laboratoires de microbiologie et de chimie appartenant aux départements de biologie et de chimie de l'université du 08 Mai 1945 de Guelma.

Tab.3. Caractéristique des points de prélèvement

Période	Points de Prélèvement(P)	Date	Heure	Caractéristiques
Avril	S 1	16-04-2011	11 :00	X : 36 51 13, Y : 08 12 21 Z : 37
	S 2	16-04-2011	11 :23	
Mai	S 1	01-05-2011	11 :20	X : 36 51 21, Y : 08 12 33 Z : 38
	S 2	01-05-2011	11 :35	

2. Les analyses physico-chimiques :

Les substances présentes dans l'eau peuvent être classées selon deux modes différents :

- Suivant leur nature chimique : organique ou minérale ;
- Suivant leur état physique : matières dissoutes, colloïdes ou en suspension.

Ces distinctions sont arbitraires dans la mesure où, d'une part une substance peut se trouver soit à l'état dissous, soit en suspension selon les conditions du milieu, et d'autre part l'eau est le siège de phénomènes de dégradation biologique qui peuvent transformer des substances organiques en substances minérales. (Merzoug, 2009).

2.1. Mesure in situ :

Pour chaque prélèvement d'échantillons, des mesures in situ sont effectuées afin de déterminer certaines caractéristiques de l'environnement des prélèvements comme la température, le pH, la conductivité, l'O₂ dissous et la couleur apparente.

Ces paramètres sont très sensibles aux conditions de milieu, elles peuvent disparaître ou se modifier au cours du stockage et transport de l'échantillon au laboratoire. (Rodier, 1996).

2.1.1. Le pH :

La valeur du pH permet de déterminer l'acidité, la neutralité ou la basicité de l'eau, autrement dit la concentration en ions hydrogène. (Zerluth, 2004).



Le pH est mesuré à l'aide d'un pH mètre de terrain «PHWE », la mesure est réalisée selon les étapes suivantes :

- Plonger la sonde du pH mètre dans l'eau.
- Attendre quelques secondes la stabilisation de l'affichage sur l'écran, puis lire le résultat de la mesure. (Amri, 2008).

2.1.2. 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 la conductivité électrique dans la détermination de pH. (Nadhra et *al.*, 2008).

La mesure de la température est effectuée sur terrain à l'aide d'un thermomètre ou multi paramètre. (Brahem et *al.*, 2009).

2.1.3. La conductivité :

La conductivité est la propriété que possède une eau de favoriser le passage d'un courant électrique. Elle est due à la présence dans le milieu d'ions qui sont mobiles dans un champ électrique (elle dépend de la nature de ces ions dissous et de leurs concentrations). (Rejsek, 2002).

Dans une eau stagnante, il existe toujours des « flux » invisible. L'eau conduit la chaleur, le courant électrique et le son, ce dernier étant propagé encore plus rapidement que dans l'air. (Zerluth, 2004).

2.1.4. Le taux des sels dissous(TDS) :

La quantité des sels minéraux dissous influence la conductivité, la mesure qui permet de déterminer la quantité totale des sels minéraux dissous dans l'eau qu'est appelée le TDS. (Rodier, 2005).



2.2. Les mesures au laboratoire :

2.2.1. La turbidité :

La turbidité mesure la quantité de matière en suspension à l'origine d'un trouble. (Beaux, 1998).

A l'aide d'un turbidimètre, il est recommandé d'effectuer la mesure aussi rapidement que possible après prélèvement, de préférence le même jour. Les échantillons doivent être agités avant la mesure. (Boukertouta et al, 2009).

2.2.2. Le dosage du calcium :

Le calcium est un métal alcalino-terreux extrêmement ré pondu dans la nature. C'est le cation le plus commun trouvé dans les eaux de surfaces, dépend principalement de la géologie, en particulier lorsqu'il y a des dépôts de carbonates ou de gypse présents.

On utilise la méthode titrimétrique qui permet de doser rapidement les ions calcium et magnésium. Toutefois, comme le dosage se fait à un pH élevé, le magnésium est précipité sous forme d'hydroxyde et n'intervient pas. (Djebbar et *al.*, 2008).

2.2.3. La dureté totale TH :

Les alcalino-terreux présents dans l'eau sont anionés à former un complexe du type chélation par le sel di-sodique de l'acide éthylène-diaminetétracétique à pH 10, la disparition des dernières traces d'éléments libres à doser est décelé par le virage d'un indicateur spécifique.

En milieu convenablement tamponné pour empêcher la précipitation du magnésium, la méthode permet de doser la somme des ions calcium et magnésium. (Boukertouta et *al.*, 2009).

La dureté s'exprime en degré français (°F) selon le classement suivant. (Aouissi, 2007) :

- 0 à 7° : eau très douce ;
- 0 à 14° : eau douce ;
- 14 à 20° : eau moyennement dure ;
- 20 à 30° : eau assez dure ;



- 30 à 50° : eau dure ;
- 50° et plus : eau très dure.

2.2.4. Le chlorure CL^{-2} :

Les chlorures existent dans toutes les eaux à des concentrations variables. Une forte fluctuation des chlorures dans le temps peut être considérée comme indice de pollution.

Ils peuvent avoir plusieurs origines :

- Percolation à travers des terrains salés.
- Infiltration d'eaux marines dans les nappes phréatiques.
- Activité humaines et industrielles. (Chaouch et *al.*, 2009).

2.2.5. Les matières en suspension(MES) :

La matière en suspension représente l'un des paramètres globaux de pollution les plus facilement perceptible mais l'un des plus difficilement mesurables en continu. En effet les matières en suspensions ne sont des particules solides véritablement en suspension que dans des conditions moyennes d'écoulement des effluents correspondant à une vitesse minimale de 0.5 m/s. En fonction de la taille des particules, on distingue les matières grossières ou décantables (diamètre supérieur à 100 μ m) et les matières en suspension. (Djebbars et *al.*, 2008).

2.2.6. Le résidu sec :

Le résidu sec correspond au poids de la totalité des matières dissoutes par litre d'eau. Une certaine quantité d'eau bien mélangée est évaporisée dans une capsule tarée de résidu desséché et ensuite pesé. (Merzoug, 2009).

2.2.7. L'azote de nitrate :

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote et ils se trouvent naturellement dans les eaux de surfaces aussi que dans les eaux souterraines, leurs concentrations dans les eaux naturelles ne dépassent pas 10 mg/l.

Associés au phosphore les nitrates entraînent des effets néfastes sur l'écosystème en modifiant la physiologie de certaines espèces végétales. Dans les eaux douces, ils participent aux phénomènes de prolifération d'algue microscopiques (eutrophisation).



La méthode d'analyse est par photomètre 5000 (Afnor, Nf on ISO 13395) en utilisant une longueur d'onde =570 nm. (Resjek, 2002).

2.2.8. L'azote de nitrite :

Les nitrites constituent une étape importante dans la métabolisation des composés azotés, ils s'insèrent dans le cycle de l'azote entre l'ammonium et les nitrates, leur présence dans l'eau est souvent due, soit à l'oxydation bactérienne de l'ammonium, soit à la réduction des nitrates, ils ne présentent ainsi qu'un stade intermédiaire et sont facilement oxydés en nitrates, leur présence dans les eaux naturelles est faible (<0.1mg/ml).

Une eau contenant des nitrates est considérée comme suspecte car cette présence est souvent liée à une détérioration de la qualité microbiologique. La méthode d'analyse utilisée est par photomètre 5000 (Afnor, NF en ISO 13395) avec une longueur d'onde= 490nm. (Sayad, 2008).

2.2.9. L'ammonium :

L'azote ammoniacal ou (NH₄) provient de la dégradation des protéines animales (cycle d'azote), la principale source d'ammoniaque est anthropique. Les effluents domestiques (urée) représentent la plus importante source de pollution.

L'azote peut aussi provenir de ruissellement urbains, de l'agriculture (engrais) ou de l'industrie (pharmaceutique, alimentaire, pâte à papier, textile ...).

La biodégradation et l'autoépuration étant ralenties en hiver, est presque nulle en 5°C, l'azote ammoniacal remonte en hiver, de même il subit des variations au printemps et en été avec l'activité du phytoplancton (qui peut trouver dans les eaux). (Karaali *et al.*, 2008).

2.2.10. Phosphate :

Correspond à la fraction de phosphore qui se trouve sous forme minérale dissoute. La majorité des apports de phosphore provient de sources ponctuelles : rejets urbains ou industriels, des déjections animales provenant d'élevages industriels.

Cet élément se retrouve dans les eaux de surfaces et dans les sédiments sous plusieurs formes, organiques (phospholipides, phosphoprotéines,...) et/ou minérales (phosphate et polyphosphate) plus ou moins complexées.



Le dosage a été réalisé par le photomètre 500 à une longueur d'onde 640 nm. (Sayad, 2008).

3. Les analyses bactériologiques :

Nous avons effectué pendant notre travail un dénombrement systématique des germes indicateurs de pollution qui sont :

- Les germes totaux (la flore totale) ;
- Les coliformes (coliformes totaux) ;
- Les coliformes fécaux;
- Les streptocoques fécaux ;
- Les Clostridium sulfito-réducteurs ;

L'étude de la variation de la population bactérienne globale, la recherche des bactéries d'origine fécale et de bactéries pathogènes sont les trois grandes lignes des analyses bactériologiques des eaux.

Avant de procéder aux méthodes utilisées pour l'évaluation de la qualité de l'eau, la stérilisation de matériel à utiliser s'effectue avant chaque prélèvement. (Sayad, 2008).

3.1. Détermination des germes totaux (GT):

Il s'agit d'une technique de numération des microorganismes après incorporation de volumes déterminés d'échantillon ou de ces dilutions dans un milieu gélosé. (Rejsek, 2002).

- Définition :

Il s'agit de l'ensemble des micro-organismes capables de se multiplier en aérobiose à des températures optimales de croissance (après 24 h à 37°C et 72h à 22°C).

Bien que la présence en grande quantité de bactéries revivifiables ou la microflore totale aérobie mésophile n'est, a priori, aucune valeur indicative, leur dénombrement dans les conditions doit être régulièrement effectué car une évolution importante, peut être représentative d'un apport contaminant (matières organiques par exemple). (Bouchaala L, 2010).



- Mode opératoire :

A partir de l'eau à analyser (Solution mère = 1) et/ou des dilutions décimales 10^{-1} et 10^{-2} , porter aseptiquement 1 ml en double dans deux boîtes de Pétri vides, numérotées et préparées à cet usage comme l'indique le schéma ci-après (Fig.17).

Compléter ensuite avec environ 19 ml de gélose TGEA fondue puis refroidie à $45 \pm 2^\circ\text{C}$. Le temps qui s'écoule entre le moment où l'on a distribué l'inoculum dans la boîte et celui où le milieu est coulé ne doit pas excéder 15 minutes.

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

Laisser solidifier les boîtes sur la paillasse. (Labres et *al.*, 2006., Merzoug, 2009).

- Incubation :

- La première boîte sera incubée, couvercle en bas à 22°C .
- La seconde sera incubée couvercle en bas à 37°C .

- Lecture :

Les germes revivifiables se présentent dans les deux cas sous forme de colonies lenticulaires poussant en masse :

- Première lecture à 24 heures.
- Deuxième lecture à 48 heures.
- Troisième lecture à 72 heures.

- Interprétation :

Calculer la valeur du nombre **N** de microorganismes revivifiables à $22 \pm 2^\circ\text{C}$ à part et celle du nombre **N** de microorganismes revivifiables à $37 \pm 2^\circ\text{C}$ à part, en tant que moyenne pondérée, à l'aide de l'équation suivante :



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

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

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

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

Le résultat final de microorganismes revivifiants dénombrés à 22°C et à 37°C par ml d'eau est noté par un nombre compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par 10^x où x est la puissance appropriée de 10. (Lebres et *al.*, 2006., Amor Abda, 2009).

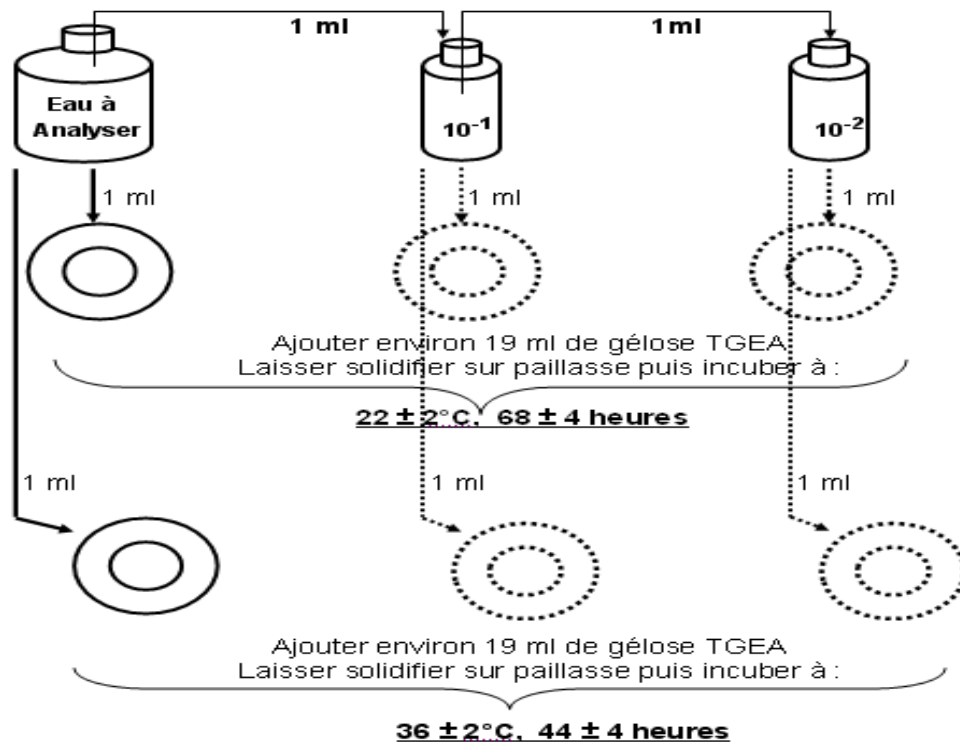


Fig.17. Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiants à 22 et à 37°C dans les eaux (Merzoug, 2009).

3.2. Recherche et dénombrement des clostridium sulfito-réducteurs et des spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR) :

Dans ce test, on utilise la méthode «par incorporation en gélose en tubes profonds »dans le but de rechercher et dénombrer les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices et de clostridium sulfito-réducteurs dans ces eaux.



- Définition :

On entend par les bactéries anaérobies sulfito-réductrices des bactéries qui se présentent sous forme de bacilles à Gram positif et qui en se développant à température de $36 \pm 2^\circ\text{C}$ en 24 à 48 heures en gélose profonde de type gélose Tryptose Sulfite Cyclosérine ou Tryptose Sulfite Néomycine ou encore gélose Viande-Foie, donnent des colonies caractéristiques qui sont de couleur blanche entourées d'une auréole noir, cette dernière est le témoin de la réduction du sulfite de sodium (Na_2SO_3) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de Fe^{+2} qui donne FeS (sulfure de Fer) de couleur noir.

La présence de spores de bactéries ASR dans les eaux, sans flore d'accompagnement, constitue généralement un véritable indice de contamination ancienne.

- Mode opératoire :

A partir de l'eau à analyser :

- Transférer environ 25 ml dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre à 75°C pendant 15 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives de bactéries anaérobies sulfito-réductrices éventuellement présentes. Un autre flacon rempli d'une autre eau servira de témoin de température (Fig 18).
- Après chauffage, refroidir immédiatement le flacon destiné à l'analyse, 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 18 à 20 ml de gélose Viande- Foie, fondus puis refroidie à $47 \pm 1^\circ\text{C}$, additionnée de leurs additifs spécifiques.
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant d'introduire des bulles d'air et de l'oxygène.
- Laisser solidifier sur pailleasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à $36 \pm 2^\circ\text{C}$, pendant 44 ± 4 heures.

- Lecture et interprétation :

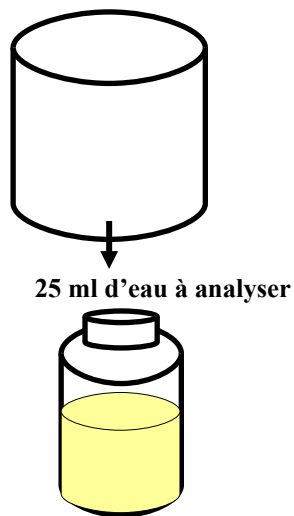
La première lecture doit absolument être faite à 16 heures car très souvent les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices sont envahissantes auquel cas on se trouvera en



face d'un tube complètement noir, la deuxième lecture se fera à 24 heures et la troisième et dernière à 44 ± 4 heures.

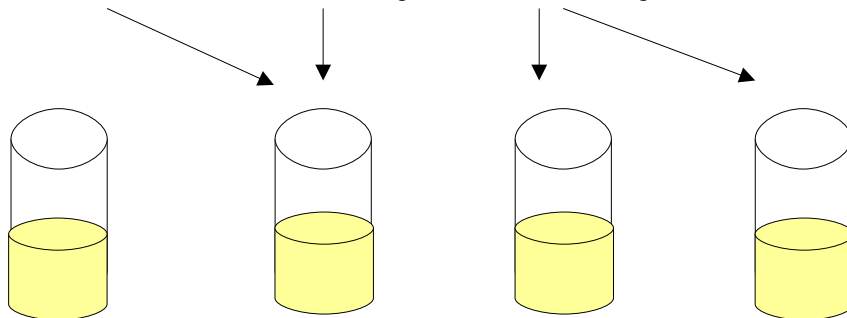
Dénombrer toute colonie noire de 0.5 mm de diamètre, ayant poussé en masse et rapporter le nombre total des colonies dans les quatre tubes à 20 ml d'eau à analyser.

Eau à Analyser

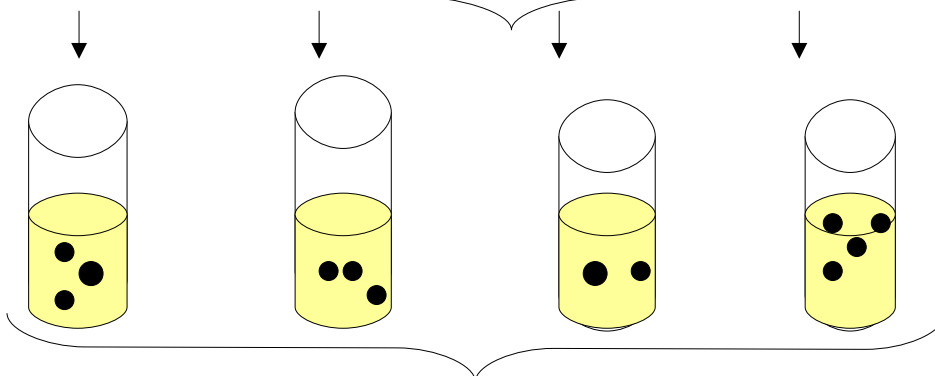


Chauffage à 80°C , 10 minutes

Refroidissement brutal sous l'eau de robinet Répartir à raison de 5 ml par tube dans 4 tubes



Ajouter environ 18 ml de gélose VF fondue puis refroidie à $47 \pm 2^{\circ}\text{C}$. Laisser solidifier puis incuber selon protocole



$$3 + 3 + 2 + 4 = 12 \text{ Spores d'CSR dans 20 ml}$$

Fig.18. Recherche et dénombrement des clostridium sulfato-réducteur (Amor Abda, 2009).

3.3. Dénombrement des coliformes fécaux :

- Définition :

Dans cette famille des entérobactéries, certains forment le groupe des coliformes, qui ont les propriétés suivants :

- Ce sont des bacilles à Gram négatif, non sporulés, oxydase «-», aérobies ou anaérobies facultatifs ;
- Ils peuvent se développer en présence de sels biliaires ou d'autres agents de surface équivalents ;
- Ils fermentent le lactose avec production d'acide et de gaz en 48 heures à une température de 35 à 37°C. ($\pm 0.5^\circ\text{C}$). (Dellarras, 2003).

Les coliformes thermo tolérants ont les mêmes propriétés que les coliformes mais à $42 \pm 0.5^\circ\text{C}$.

Les *Escherichia Coli* sont des coliformes thermo-tolérants ayant la particularité de produire de l'indole à partir du tryptophane présent dans le milieu à $42 \pm 2^\circ\text{C}$. (Labres *et al.*, 2008).

- Test présomptif : Dénombrement en milieu liquide sur BCPL :

Pour ce test on utilise le milieu BCPL en D/C et S/C, les tubes sont munis de cloches de Durham pour déceler le dégagement éventuel de gaz dans le milieu. (Chaouch *et al.*, 2007).

On travaille avec une série de 3 tubes :

- 3 tubes de BCPL D/C avec 10 ml de l'échantillon.
- 3 tubes de BCPL S/C avec 1 ml de l'échantillon.
- 3 tubes de BCPL S/C avec 0.1 ml de l'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.
- ❗ 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 (voir Figure 19).

- **Test confirmatif : Ensemencement du milieu « eau peptonée exempte d'indole :**

- A partir de chaque bouillon de BCPL positif, on ensemence 4 à 5 gouttes en milieu d'eau peptonée exempte d'indole avec la cloche de Durham (Fig 20).
- Après incubation à 44°C pendant 24 heures, les tubes ayant apparaitre un anneau rouge après l'ajout de réactifs Kowacks, avec production de gaz, sont considérées positifs (indole positif).
- On détermine le nombre des coliformes fécaux thermo-tolérants à partir de tables de NPP (voir annexe : Tab .9) par CF/ml. (Labres et *al.*, 2006., Amor Abda, 2009).

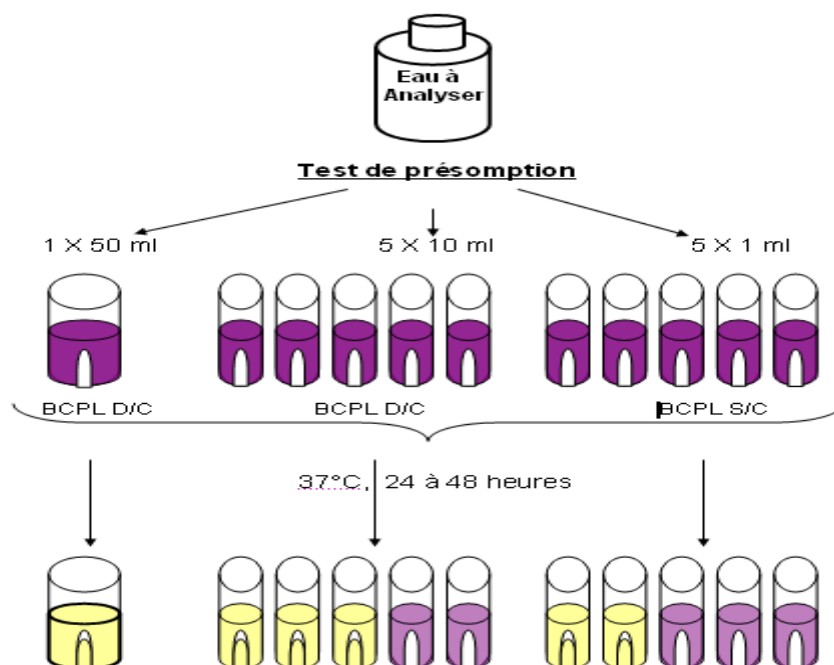


Fig.19. Recherche et dénombrement des coliformes (Merzoug, 2009).



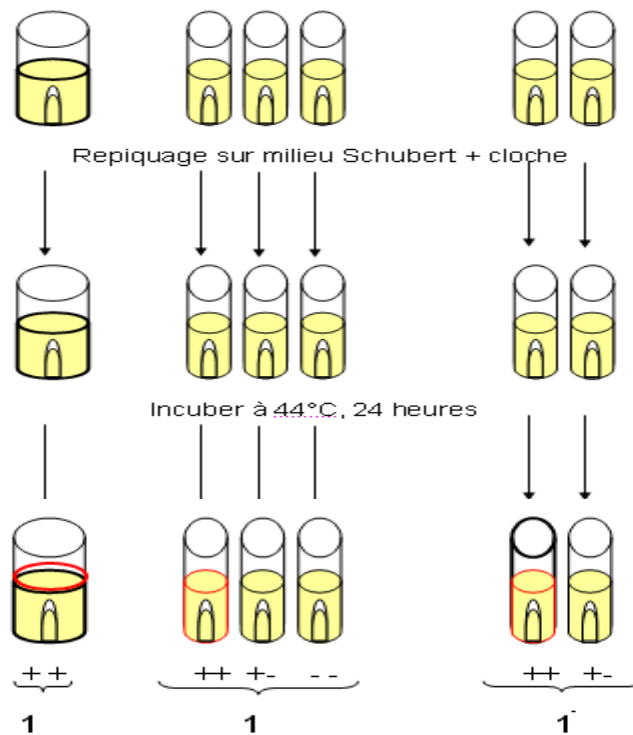


Fig.20. Test de confirmation des coliformes fécaux (Merzoug, 2009).

3.4. Dénombrement des streptocoques fécaux :

- Définition :

Les streptocoques se caractérisent par leur morphologie (coques en chainettes), Gram positif, et un métabolisme anaérobie. (Pechère, 1982).

Les Streptocoques fécaux ou Streptocoques du groupe D ne possédant pas de catalase mais possédant l'antigène du groupe D. Ils sont capables de se développer en 24 à 48 heures à 37°C sur un milieu sélectif à l'azoture de sodium en donnant des colonies caractéristiques



hydrolysent l'esculine en 48 heures à 44°C après repiquage d'une colonie sur une gélose biliée à l'esculine.

Les techniques d'analyses sont comparables à celles décrites pour les coliformes fécaux (série de 3). Dans ce cas il est prescrit de faire successivement un test présomptif en milieu de Rothe et un test confirmatif en milieu Eva Litsky. L'incubation dans les deux tests se fait en 37°C pendant 24 à 48 heures.

- **Lecture:**

➤ **Test présomptif :**

Les tubes présentant un trouble microbien pendant cette période sont présumés contenir les streptocoques fécaux et sont soumis au test confirmatif.

➤ **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.

- **Expression des résultats :**

Les résultats de dénombrement des streptocoques fécaux sont exprimés comme ceux coliformes en nombre de germes par 100ml. (Amor Abda, 2009).

3.5. Recherche des germes pathogènes :

Pour chercher et identifier les bactéries de la solution mère (l'échantillon) nous avons utilisés la technique d'isolement par strie sur gélose coulées dans des boites de pétri.

Les milieux utilisés sont : Hektoen, Mac conkey, salmonelles-shigelles (SS), Chapman, Gélose nutritive. L'inoculum est prélevé directement a partir de l'eau à analyser et déposé sur un point périphérique de la gélose puis disséminé par stries sur toute la surface de la boite de pétri. Les boites sont codées puis incubées à 37°C pendant 24-48 heures.

L'identification d'entérobactéries pathogène repose sur le non utilisation des glucides présents dans le milieu. (Bouchaala, 2010).

3.5.1. Recherche des staphylocoques à coagulase positive dans les eaux :

On entend par staphylocoques à coagulase positive, les bactéries qui se présentent sous forme de cocci à Gram positive, sphériques, isolées ou regroupées formant ainsi des grappes



de raisin, possédant l'enzyme catalase et la coagulase. Ils sont capables de se développer en 24 à 48 heures à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ sur un milieu sélectif Chapman au mannitol. (Labres *et al.*, 2006).

o **Milieu Chapman (dégradation de mannitol) :**

C'est un milieu sélectif pour les bactéries Gram (+) halophiles autrement dit les staphylocoques ou microcoques.

Contient du Na CL à 7.5 % qui est inhibiteur pour la plupart des micro-organismes et favorise la croissance des staphylocoques. (Perry *et al.*, 2004).

- **Résultat :**

- Les colonies mannitol « + » sont entourées d'une auréole jaune.
- Le milieu Chapman permet seulement une orientation pour l'identification de l'espèce *Staphylococcus aureus* mais des testes de confirmation est obligatoire.

❖ **Test catalase :**

- **Principe :**

Le catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes est anaérobies facultatives. (Camille, 2008).

Le catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes est anaérobies facultatives. (Camille, 2008).

Le catalase permet la dégradation de l' H_2O_2 oxygéné à l'eau et oxygène libre qui se dégage sous forme gazeuse selon la réaction suivante :



Permet de distiguer parmi les cocci à Gram positif les *staphylocoques* et les *streptocoques*. (Reggam, 2010).

- **Mode opératoire :**

Sur une lame porte-objet, déposer une goutte d'eau oxygénée à 10 volumes, puis émulsionner une anse de bactéries prélevées sur la culture en milieu gélose de la souche.

- **Résultat :**

Si un dégagement de bulles de gaz (oxygène) apparait(Fig.21), le test est dit positif. (Camille, 2008).

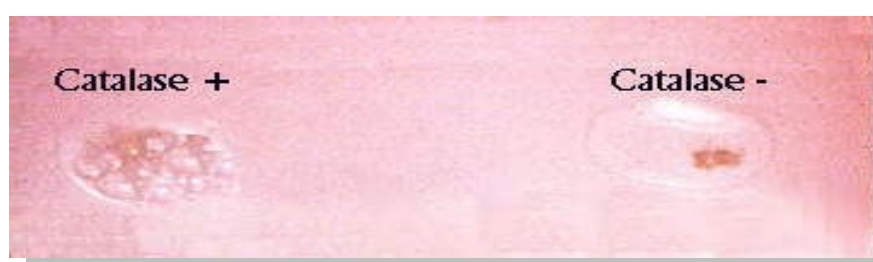


Fig.21. Lecture de la catalase.**❖ Test Coagulase :****- Principe :**

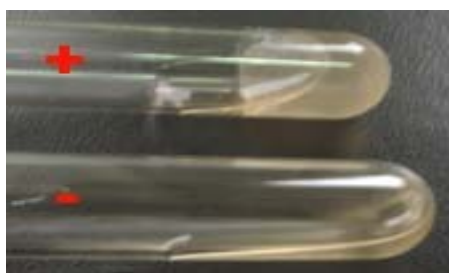
Après enrichissement par passage en milieu contenant le tellurite de potassium comme inhibiteur, la culture sur un milieu de Chapman mannité. Ce milieu, du fait de la haute concentration de sodium (7.5%) inhibe le développement des germes Gram - et certaines bactéries. (Sayad, 2008).

- Mode opératoire :

- Après incubation, prendre aseptiquement une demi-colonie dans un tube stérile à hémolyse contenu 0,3 ml de plasma de lapin (ou de l'homme), et incuber de nouveau à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 2 à 6 h.
- Examiner la coagulation du plasma de lapin sinon ré-incuber et examiner de nouveau à 20 ± 4 heures.

- Résultat :

Considérer que la réaction à la coagulase est positive quand le coagulum occupe plus des trois quart du volume initialement occupé par le liquide (Fig.22). (Labres et *al.*, 2008., Merzoug, 2008).

**Fig.22. Lecture de la staphylocoagulase.****3.5.2. Recherche des levures et moisissures :**

On utilise la méthode d'ensemencement par stries sur gélose coulée dans des boîtes de pétri contenant de la gélose Sabouraud. (Fig 49).

Coloration de bleu de méthylène :

- Déposer une goutte d'eau sur une lame de verre.



- Prélever une colonie à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée.
- Dissocier soigneusement l'inoculum dans la goutte d'eau et laisser sécher.
- La lame est recouverte de bleu de méthylène pendant 10 minutes, puis lavée doucement à l'eau.

Observation microscopique à immersion. (Bouchaala, 2010 ., Benabda et *al.*, 2010).

3.6. Tests complémentaires :

L'identification biochimique des bactéries se réalise depuis nombreuses années par les deux méthodes :

- Galerie classique avec un nombre limité de caractères ;
- Galeries API qui sont très performantes.

A. Galerie biochimique classiques :

La galerie est composée de trois milieux solides et quatre liquides.

❖ Les milieux solides :

➤ Utilisation de citrate :

Pour ce test, nous utilisons le milieu citrate de Simmons, celui-ci contient qu'une seule source de carbone: le citrate.

Seule les bactéries possèdent une perméase sont capable de se développer sur ce milieu. Il contient également du phosphore mono-ammoniac servant à la fois source d'azote et de phosphore. (Carbonnelle, 1988.,Merzoug, 2009.,Benabda, 2010).

- Technique :

- La pente du milieu estensemencée à partir d'une suspension bactérienne en eau distillée.
- Incuber à 37°C pendant 24h.
- Bactéries citrate positive : culture avec alcalisation du milieu (virage de l'indicateur au bleu) ;
- Bactéries citrate négative : pas de culture (coloration verte du milieu inchargée) (Fig.23) (Sayad, 2008).





Fig.23. Test de citrate.

➤ **Etude de la mobilité :**

- **Principe :**

Cette étude est faite sur milieu mannitol-mobilité qui permet de rechercher simultanément la fermentation du mannitol et la mobilité.

- **Technique :**

Nous ensemençons par piqûre centrale à l'aide d'un fil droit, chargé de culture en milieu solide. Nous incubons 18 à 24h à 37°C.

La fermentation du mannitol entraîne le virage au jaune du milieu :

- Si le germe est très mobile, la masse microbienne envahit tout le tube ;
- S'il est peu mobile, elle se développe le long de la piqûre et se réduit à de petites ramifications ;
- Enfin, s'il est immobile, il se développe seulement dans la trace de la piqûre qui demeure fine et nette. (Carbonnelle, 1988 ., Sayad, 2008).

➤ **Utilisation des hydrates de carbone :**

- **Principe :**

Ce milieu complexe permet de confirmer la fermentation du glucose (caractère d'identification de famille, avec ou sans production de gaz) et d'orienter l'identité du genre par l'attaque du lactose et de la production d'H₂S .

- **Technique :**

Ensemencer la pente (du milieu TSI) par une strie centrale, puis le culot par piqûre en profondeur. Nous incubons à 37°C pendant 24h.

La lecture est toujours effectuée entre 18 et 14h.ce milieu fournit plusieurs indications :

- Changement de la couleur du milieu du rouge au jaune (la pente et le culot) donc fermentation du glucose, lactose et saccharose.



- Production de gaz : bulles dans la masse du milieu ou encore les parois ou poche gazeuse décollant le culot.
- Noircissement du milieu donc H₂S positif. (Rouaiguia, 2010).

❖ Les milieux liquides :

➤ Production d'indole :

Certaines bactéries transforment le tryptophane en indole

- Principe:

L'indole provient de la dégradation du tryptophane sous l'action de la tryptophanase, certaines bactéries sont incapables d'amputer le tryptophane de sa chaîne latérale.

- Technique :

Ensemencer un tube d'eau peptonée avec la bactérie à étudier. Après 24 heures de culture à 37°C. Ajouter quelques gouttes du réactif de Kovacs ; l'apparition d'un anneau rouge à la surface du milieu et le fait d'une réaction positive. Si l'anneau reste jaune-brun, la réaction est négative (Fig.24, 25). (Benabda *et al.*, 2010).



Fig.24. Réaction d'indole négative.



Fig. 25. Réaction d'indole positive.

➤ Test Urée :

- Principe :

L'uréase libère de l'ammonium à partir de l'urée.

- Technique :



Nous piquons une colonie isolée sur le milieu Hecktoéne dans un tube Urée-indole.
[M6]

Après incubation à 37°C pendant 24h, la réaction est positive s'il y a apparition de couleur rouge ou orangée. (Rouaiguia, 2010).

➤ **Recherche de la nitrate-réductase :**

- **Principe :**

La dégradation du mannitol conduit à la formation du fructose dont l'attaque aboutit à des acides à chaînes très courtes (acide acétique, acide formique).

Le milieu mannitol –mobilité – nitrate, permet de recherche en plus de la fermentation du mannitol et de la mobilité, la réduction des nitrates en nitrites en utilisant les réactifs de Grises.



- **Technique:**

Nous ensemençons par piqûre centrale le milieu à l'aide d'un fil droit, chargé de culture. Nous incubons 18 à 24 heures à 37°C.

Pour la recherche du nitrate réductase, nous déposons à la surface du milieu 4 gouttes du réactif 1, puis 4 gouttes du réactif 2.

- Une coloration rouge traduit la transformation des nitrates en nitrites ;
- Une absence de coloration correspond à une réduction négative. (Merzoug, 2009).

➤ **Recherche des VP-RM :**

- **Principe :**

Certaines bactéries sont capables de produire de l'acétyl méthyle carbinol. En présence d'une base forte, l'acétoïne donne une coloration rouge en milieu très oxygéné (oxydation en diacétyl) .



Fig.27. Test oxydase.**D. 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.

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

- Préparation par le violet : laisser agir la solution de cristal violet pendant 1mn. 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 Fushine pendant 30 à 40 secondes. Laver à l'eau, et sécher. (Aouissi, 2007).



Conclusion

Les écosystèmes aquatiques algériens classés site Ramsar sont très banalisés. Leur fonctionnement et leur hydrologie tributaires souvent des conditions climatiques permettent durant certaines périodes de l'année (périodes des hautes températures, principalement en été) l'installation et la prolifération de microorganismes pathogènes. La tourbière du Lac Noir (36° 51' N, 08°12' E), occupant une superficie de 5 ha est l'un des hydro-systèmes les plus importants de notre pays fait partie du complexe de zones humides du Nord-est algérien, d'ancien marais, très riche, entouré d'une forêt dense de chênes liège et vert, ce site, après assèchement involontaire regrettable, se découvre être une petite tourbière très intéressante.

Une analyse physico-chimique et bactériologique est souvent utilisée pour étudier et vérifier l'état de santé d'un écosystème aquatique.

L'objectif de notre travail est d'étudier la qualité de l'eau de la tourbière du Lac Noir pendant les deux mois Avril et Mai en comparant les paramètres physico-chimiques et bactériologiques des deux stations séparées artificiellement par des riverains pour une exploitation agricole surtout au niveau de station 2.

L'étude bactériologique réalisée (dénombrements et recherche de germes totaux, coliformes totaux, coliformes fécaux, streptocoques fécaux et les germes sulfite-réducteurs), a permis d'évaluer un degré de contamination sérieux surtout au niveau de cette deuxième station. Les résultats ont révélés la présence des germes de contamination fécale, (*E. coli*, *Shigella*). Aussi nous avons dénombré un taux important de bactéries pathogènes, tel que (*Aeromonas*, *Serratia* et *Staphylococcus*), capable de causer des maladies graves.

Les analyses physico-chimiques nous ont montré durant la période de notre étude, que l'eau de la tourbière du Lac Noir, dans les deux stations est dure à cause des concentrations en ions calciums et magnésiums, qui ont arrivées à des valeurs maximale situées entre 30 et 50 °F (voir Chapitre III). Aussi les autres éléments minéraux (Nitrate, Nitrites, Ammonium, et phosphates...), ont des concentrations normales, ce qui indique, globalement, une pollution chimique minime de ce plan d'eau.

Reste à signaler que, notre étude a révélé que la deuxième station est plus polluée que la première, à raison de l'utilisation excessive des engrais chimiques et le pompage intensif de l'eau par les riverains pour des fins agricoles influençant négativement sur la physionomie, l'écologie et la qualité biologique de l'eau. Cette influence va fragiliser cet écosystème qui s'y dégrade progressivement malgré son statut.

Conclusion

En perspectives, la tourbière du Lac Noir est un écosystème agréable, et malgré l'utilisation négative de son eau, elle reste une eau de bonne qualité. Néanmoins, il faut la protéger pour rendre la vie à la flore et la faune disparue par les activités humaines.

Les livres :

Beaux J-F., (1998).L'environnement.Repère pratique.NATHAN.155P.

Cardot C., (1999).Les traitements de l'eau. Procédés physico-chimiques et biologiques. Ellipses .247p.

Delarras C., (2003).Microbiologie de l'environnement avec législation.Travaux pratiques commentés.gaetan morin éditeur.223p.

Dellarras C avec la participation de Trébaol., (2003). Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux.Reglementation-Prelevements-Analyses.Tec et Doc.249p.

Dercourt J., (2006). Les eaux continentales. Edition EDP Sciences. 230p.

Gobat J-M., M Aragno., W Matthey, (2003). Le sol vivant. Deuxième édition revue et augmentée, PPUR, 289p.

Lightfoot N.F., (2002).Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau.Directive pour l'assurance qualité.387p.

Pechère J-C et collaborateurs. (1982).Les infections.edisem inc.497p.

Perry J., Staley J.,Stephen L.(2004).Micrbiologie.DUNOD.856p.

Rejesek F., (2002).Analyse des eaux.Tec et Doc.358p.

Rodier J.,(2005).L'analyse de l'eau.8^{ème} édition.DUNOD.1383p.

Zerluth J., Gienger M., (2004).L'eau et ses secrets. Edition désirés.223p.

Les mémoires:

Amor Abda W., (2009).*Etude physicochimique et bacteriologique des eaux d'un lac artificiel : cas du barrage de Zit-Emba (wilaya de Skikda).* Mémoire de Magister. Université 8 Mai 1945 de Guelma.79p.

Amri S., (2008). *Inventaire des cyanobactéries potentiellement toxique dans la tourbière du lac Noir « PARC NATIONAL D'EL-KALA » (ALGERIE).* Mémoire de Magister. Université Badji Mokthtar d'Annaba.122p.

Aouissi A ., (2009) .*Microbiologie et physico-chimie de l'eau des puis et des sources de la région de Guelma (Nord-Est de l'Algérie).* Mémoire de Magister. Université 8 Mai 1945 de Guelma.132p.

Benabda N .,Seridi H .,(2010).*Contribution à l'étude de la qualité physico-chimique et microbiologique de l'eau d'un écosystème aquatique artificiel :cas du barrage ZIT-EMBA(W .SKIKDA).* Mémoire de Master . Université 8 Mai de Guelma.74p.

Bouchaala L., (2010).*Contribution à l'étude de la qualité microbiologique et physicochimique de l'eau de l'Oued-Zénati(Guelma).* Mémoire de Magister.Université 8 Mai 1945 de Guelma.135.

Boukertouta S.,Sellaoui C.,Tahraoui C.,(2009).*Contribution à l'étude des paramètres physicochimiques et l'identification fongiques à partir des eaux du lac Oubeia.* Mémoire d'ingénieurat.Université 8 Mai 1945 Guelma.36p.

Chaouch R.,Moumed S.,Mebarki F.,(2009).*Suivi de quelques paramètres physicochimiques et bacteriologiques dans les eaux du barrage et de l'Oued de Bouhamdane.* Mémoire d'ingénieurat.Université 8 Mai 1945 de Guelma.56p.

Djebbar S., Zahed N., (2008). *Caractérisation de quelques paramètres physicochimiques et l'identification fongiques à partir des eaux du lac Oubeia.* Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai 1945 Guelma. 62p.

Karaali R., Khettal M., Reggam R., (2008). *Etude comparative de la qualité physicochimique et bactériologique des eaux usées avant et après épuration : cas de la station d'épuration de la ville de Guelma (Nord-est Algérien).* Mémoire d'ingénieur. Université 8 Mai de Guelma. 110p.

Merzoug A., (2008). *Comportement diurne du Canard chipeau *Anas strepera* et de la Foulque macroule *Fulica atra* hivernant à Garaet Hadj Taher (wilaya de Skikda).* Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 85p.

Merzoug S., (2009). *Étude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Taher (Benazzouz, wilaya de Skikda).* Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 113 p.

Raggam A., (2010). *Evaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux potables : cas de la station de traitement de Hammam Debagh- Guelma.* Mémoire de Master. Université 8 mai 1945, Guelma. 91p.

Rouaiguia M., Cheriet M., (2010). *Qualité bactériologique des eaux de Oued Messida (wilaya d'El-Taref).* Mémoire de Master. Université 8 Mai de Guelma. 120p.

Sayad L., (2008). *Qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de l'écosystème lacustre Lac des Oiseaux (Wilaya EL Tarf).* Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar-Annaba. 76p.

Les articles:

Amri S., Branes Z. et Oudra B., (2010). Inventaire des Cyanobactéries potentiellement toxique dans la tourbière du lac Noir (Parc national d'El-Kala) (Algerie). Rev. Microbiol. Ind. San et Environn, Vol. 4, N°1, p. 49-68.

Dagnra A.Y., e-KettC H. Fa, Hounkpatil A, David M., Dosso M., (2000). Evaluation de deux tests d'identification de Staphylococcus aureus. Editions scientifiques et médicales.Elsevier SAS. 533p.

Boumezbeur A., (2003). Fiche descriptive sur les zones humides Ramsar. Lac Noir, Wilaya d'El Tarf.

Djamali M., (2010). Comptes Rendus Biologies. Vol. 333, p. 744–754.

Benslama M., Zanache H. et Djili K., (2007). Morphoanalytical characteristics of lac Noir Peat Bog (North East of Algeria). European Journal of Scientific Research. ISSN 1450-216X Vol.17 No.3, p.416-424.

Institut Pasteur, (1978). Les milieux et réactifs de laboratoire Pasteur. Publibab.575p.

Labres et Mouffok F., (2008). Le cours national d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratique des eaux. Institut Pasteur d'Algérie.

Sayad L., Houhamdi M., Drouiche N., et Mouchara N., (2009). Qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau de surface de l'écosystème lacustre « lac des oiseaux » (Wilaya d'El Tarf- site Ramsar).

BioKar diagnostics, (09/02/2009). Bouillon cœur- cerveau.2p.

Webographie

1. **Membres Multimania**, (page consultée le 11 Juin 2011 à 9:00). La pollution. [en ligne]. <http://membres.multimania.fr/pollutioneauxdouces/newpage.html>
2. **Asal**, (page consultée le 15 Mai 2011 à 17:43).Le cirque de Ain Ourka. [en ligne]. <http://www.asal.dz.org/files/atlas/Zones%20humides1.pdf>.
3. **Nord Nature Environnement**, (page consultée le 18 Avril 2011). La tourbière. [en ligne]. <http://www.nordnature.org>
4. **Boutroy K., Meimarakis G., Tariel G**, (page consultée le 12 Avril 2011 à 02 :28). Le temps de décomposition de la matière organique végétale. <http://www.scribd.com/doc/48945759/Joan-Frigole-delimitacion-objeto-investigacion>
5. **Bourganeuf Royère de Vassivière**, (page consultée le 15 Avril 2011 à 23 :11). Qu'est ce qu'une tourbière ?[en ligne]. <http://www.cc-bourganeuf-royeredevassiviere.fr/-Qu-est-ce-qu-une-tourbiere->
6. **Futra-Environnement**, (page consultée le 15 Avril 2011 à 23 :00). A travers les tourbières de Saint-Pierre et Miquelon [en ligne]. http://www.futura-sciences.com/fr/doc/t/geographie/r/saint-pierre-et-miquelon/d/a-travers-les-tourbieres-de-saint-pierre-et-miquelon_457/c3/221/p2/
7. **Québec**, (page consultée le 12 Avril 2011 à 01 :34). Identification et délimitation des écosystèmes aquatique, humides et riverains [en ligne]. <http://www.scribd.com/doc/42850654/Retention-d%E2%80%99azote-par-les-zones-humides-riveraines>
8. **Espace des sciences**, (page consultée le 15 Mai 2011 à 23 :00). La tourbière [en ligne]. <http://www.espace-sciences.org/archives/science/17186.html>
9. **Frasne**, (page consultée le 25 Juin 2010 à 23 :00). La tourbière [en ligne]. <http://www.frasne.net/tourbieres/tourbiere.htm>

Tab.9. Table de Mac Grady

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

Tab.10. Tableau de lecture de l'APi20E (Amor Abda, 2009)

Annexe

micro tube	SUBSTRAT	REACTIONS/ ENZYME	RESULTATS	
			NEGATIVE	POSITIVE
ONPG	ortho-nitro-phenyl- B-D- galactopyranoside	beta-galactosidase	incolore	jaune
ADH	arginine	arginine dés hydrolase	jaune	rouge / orange
LDC	lysine	lysine décarboxylase	jaune	orange
ODC	ornithine	ornithine décarboxylases	jaune	rouge / orange
[CIT]	sodium citrate	Utilisation de citrate	vert	bleu-vert/ bleu
<u>H₂S</u>	Thiosulfate de sodium	production d'H ₂ S	incolore	noir
URE	urée	uréase	jaune	rouge / orange
TDA	tryptophane	tryptophane désaminase	jaune	noir
IND	tryptophane	production d'indole	incolore	rose
[VP]	Pyruvate de sodium	Production d'acétoïne	<u>VP 1 + VP 2 / 10 (5)</u> incolore rose/rouge	
[GEL]	Gélatine emprisonnant des particules de charbon	gélatinase	Pas de diffusion de pigment noir	diffusion de pigment noir
GLU	glucose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune/ vert jaune
MAN	mannitol	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
INO	inositol	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
SOR	sorbitol	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	Jaune
RHA	rhamnose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	Jaune
SAC	sucrose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
MEL	melibiose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
AMY	amygdalin	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune

Annexe

ARA	arabinose	fermentation/oxydation	bleu / bleu-vert	jaune
NO ₃ -NO ₂	GLU tube	production de NO ₂ reduction N ₂ gas	<i>NIT 1 + NIT 2</i> jaune	<i>2-3 min</i> rouge

**Tab. 11. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température.
(Merzoug, 2009).**

Température	Qualité	Classe
<20°C	Normale	1A
20°C-22°C	Bonne	1B
22°C-25°C	Moyenne	2
25°C-30°C	Médiocre	3
>30°C	Mauvaise	4

Tab. 15 : Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique (Merzoug, 2009).

Conductivité électrique (µs/cm)	Qualité des eaux	Classe
CE<400	Bonne	1A
400<CE<750	Bonne	1B
750<CE<1500	Passable	2
1500<CE<3000	Médiocre	3

Tab.12. Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit). (Merzoug, 2009)

NTU<5	Eau claire
5<NTU<30	Eau légèrement trouble
NTU>50	Eau trouble

Annexe

--	--

Tab.13. Qualité des eaux en fonction de la quantité de Magnésium. (Merzoug, 2009)

Magnésium mg/l	Qualité
<30	Bonne
50	Acceptable
400	Médiocre
>400	Excessivement polluée

Tab.14. Grille de qualité des eaux en nitrates. (Merzoug, 2009)

Teneurs en nitrate (NO_3^-) mg/l	Qualité des eaux
<10	Bonne
$10 < \text{NO}_3^- < 20$	Moyenne avec signe de pollution
$20 < \text{NO}_3^- < 40$	Polluée avec une pollution nette
>40	La pollution est importante

Tab.15. Grille de la qualité des eaux en nitrite. (Merzoug, 2009).

Teneurs en nitrites NO_2 mg /l	Qualité des eaux	Classe
<0.1	Excellente	1A
$0.1 < \text{NO}_2 < 0.3$	Bonne	1B
$0.3 < \text{NO}_2 < 1$	Passable	2
$1 < \text{NO}_2 < 2$	Médiocre	3

Annexe

> 2	Excessive	4
-----	-----------	---