

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

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

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

Mémoire de Master

Domaine : Science de la nature et de la vie

Filière : Biologie

Spécialité/Option : Santé Eau Environnement / Hydro-Ecologie



Thème :

**Contribution a l'étude de la qualité bactériologique, hydro
chimique et phytoplanctonique de garaet Beni M'hamed
« Complexe de Guerbes Sanhadja »**

Préparé par : Daha Asma

Devant le jury composé de :

Président	: Mr Roubi Abdelhakim	M.A.B	Université de Guelma
Examinatrice	: Mme Ben Halima	M.A.B	Université de Guelma
Encadreur	: Mr Atoussi Sadek	M.A.B	Université de Guelma

JUIN 2015

Remercîment


*Je tiens à remercier en premier lieu **Allah** qui donnée vie et santé pour le parachèvement de ce modeste travail.*

*Mes sincères remerciements s'ont adressé à monsieur **Rouibi abdelhakim** maitre de conférences à l'université de Guelma pour avoir exprimé sont entière disponibilité pour examiner ce travail.*

*Mes vifs remerciements à madame **Ben halima**, qui avec ces critiques et sec remarques ne fera qu'enrichir ce modeste travail.*

*Je remercie également monsieur **Atoussi sadek**, Maître assistant au département de biologie pour ses bonnes explications et ce mémoire n'aurait pas été possible sans leur intervention à sa haute personnalité vraiment les mots ne suffisent pas pour te remercier.*

*Je remercie également Monsieur **Rouabhia Kamel**.*



*Que **dieu**, le tout puissant, vous préserve et vous procure santé et longue vie afin que je puisse à mon tour vous combler.*

*A la mémoire de mon défunt **papa** Allah yarhmou.*

Je vous dois ce que je suis aujourd'hui grâce à votre amour, à votre patience et vos innombrables sacrifices.

Que ce modeste travail, soit pour vous une petite compensation et reconnaissance envers ce que vous avez fait d'incroyable pour moi.

Aucune dédicace ne serait exprimer assez profondément ce que je ressens envers vous.

*A ma mère **fadila***

*A mon cher frère : **Aymen** mon oncle **hamid***

*A mes amis: **Sadem, chouaibe, hamodi, feres.***

A toute ma famille **Daha et mes chères amies surtout **Warda, Salih**
Ismahen, Sara , Randa , Sihame.**



Sommaire

Liste d'abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction

Chapitre I : Description du site

1. Généralités sur le complexe de zones humides de Guerbes-Sanhadja	1
2. Description des principales zones humides de Guerbes-Sanhadja.....	6
2.1. Garaet Hadj Tahar.....	6
2.2. Nechaa Demnat Ataoua	6
2.3. Garaet Haouas	7
2.4. Nechaa Khellaba.....	7
2.5. Garaet Boumaïza	7
2.6. Garaet Chichaya	8
2.7. Garaet Sidi Makhlouf.....	9
3. Présentation du site d'étude (Garaat Beni M'Hamed).....	9
3.1. Garaet Beni M'Hamed	9
3.2. Coordonnés géographique	10
3.3. Situation administrative.....	10
3.4. Géologie.....	10
3.4.1. La plaine sableuse.....	11
3.4.2. La plaine argileuse.....	11

3.5. Hydrographie.....	12
3.6. Etude climatique.....	12
3.6.1. Données climatiques de la station météo de Skikda.....	13
3.6.2. La température.....	13
3.6.3. La pluviométrie.....	13
3.6.4. Les vents.....	14
3.6.5. L'humidité.....	14
3.7. Synthèse climatique.....	14
3.7.1. Diagramme ombrothermique de Bagnlous et Gausсен.....	14
3.7.2. Quotient pluviométrique d'Emberger.....	15
3.8. Cadre biotique.....	18
3.8.1. La flore.....	18
3.8.2. La faune.....	18
3.9 Exploitation du site.....	18
3.9.1. L'agriculture.....	18
3.9.2. Le pâturage.....	18
3.9.3. La chasse	18

Chapitre II : Matériel et méthodes

1. choix des stations et prélèvements	20
1.1. Choix des stations	20
1.2. Les prélèvements.....	22
1.3. Matériel de prélèvement.....	22
1.4. Mode de prélèvement.....	22
2. Les laboratoires d'analyse.....	24

3. Les Analyse de l'eau	24
3.1. Les Analyse physico-chimique.....	24
3.1.1. Mesures <i>in situ</i> (Analyses préliminaires).....	24
3.1.1.1. La conductivité électrique.....	24
3.1.1.2. La température.....	24
3.1.1.3. L'oxygène dissous.....	25
3.1.2. Les analyses et dosages au laboratoire.....	25
3.1.2.1. Le PH.....	25
3.1.2.2. La minéralisation totale (TDS).....	25
3.1.2.3. La turbidité.....	26
3.1.2.4. La salinité.....	26
3.1.2.5. Charge en matière organiques : demande biochimique en oxygène (DBO) et demande chimique en oxygène (DCO).....	27
3.1.2.6. Les matières en suspension (MES).....	27
3.2. Analyse bactériologique.....	28
3.2.1. Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables.....	28
3.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux	30
3.2.3. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux.....	33
3.2.4. Dénombrement des anaérobies sulfite réducteurs (ASR).....	35
3.2.5. Recherche des germes pathogènes.....	37
3.2.5.1. Sur milieu Chapman.....	37
3.2.5.2. Recherche des salmonelles.....	39
3.2.5.3. Recherche du Vibriion cholérique.....	41
3.2.5.4. Recherche des Pseudomonas.....	43
4. Tests d'identifications complémentaires.....	45
4.1. Teste oxydase.....	45
4.2. Test catalase.....	45

4.3. Identification morphologique.....	46
4.4. Etude des caractères biochimiques par la galerie API systèmes	48
4.4.1. La galerie biochimique Api 20 E.....	48
4.4.2. La galerie API Staph.....	50
3.3. Les analyses phytoplanctoniques.....	51
3.3.1. Identification des espèce	51
3.3.2. Diversité globale.....	52

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Résultats et discussion des analyses physico-chimiques Mesurés in situ.....	53
1.1. La température.....	53
1.2. Le PH.....	53
1.3. La conductivité électrique.....	54
1.4. L'oxygène dissous.....	55
2. Résultats des analyses et dosages au laboratoire.....	56
2.1. La minéralisation totale (TDS).....	56
2.2. La turbidité.....	57
2.3. La salinité.....	58
2. Résultats et discussion des analyses bactériologiques.....	61
2.1. Résultats des dénombrements des microorganismes revivifiables.....	61
2.2. Recherche et dénombrement des spores des anaérobies sulfito-réductrices (ASR).....	62
2.3. Resultats de recherche et dénombrement des bacteries indicatrices de contamination fécale.....	63
2.3.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux.....	63
2.3.2. Recherche et dénombrement des Coliformes fécaux.....	64

2.4. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux.....	66
2.5. Résultats des germes pathogènes.....	67
2.5.1. Caractère morphologique et coloration de gram.....	67
2.5.2. Résultats de l'identification biochimique.....	70
3. Résultat des analyses phytoplanctonique.....	75
3.1. Diversité globale.....	75
3.2. La Richesse spécifique de groupe phytoplanctonique.....	76

Conclusion

Références bibliographiques

Résumé

Abstract

ملخص

Annexes

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique

ASR : Anaérobie Sulfito-Réductrice

BCPL : Bouillon lactose au pourpre de Bromocrésol

C° : Degré Celsius

CE : Conductivité électrique

CF : Coliforme fécaux

cm : Centimètre

CO₂ : Dioxyde de carbone

CSR : Clostridium sulfito-réducteurs

CT : Coliforme totaux

D/C : Double concentration

DBO : Demande biochimique en Oxygène

DCE : Directive cadre de l'eau

DCO : Demande Chimique en Oxygène

E : Est

E. coli : *Escherichia coli*

g : Gramme

GT : Germe Totaux

h : Heure

ha : Hectare

ind. L-1 : individu par litre

Km : Kilomètre

L : Litre

m : Mètre

MES : Matières en suspension

ml : Millilitre

mn : Minute

N : Nord

n° : Numéro

NaCl : Chlore de sodium

NPP : Nombre le Plus Probable

NTU : Nephelometric turbidity unit

O2 : Oxygène

OMS : Organisation mondiale de santé

pH : Potentielle hydrogène

PNEK : Park National d'El-Kala

S : Station

S/C : Simple concentration

SF : Streptocoque fécaux

sp : Espèce

T : Température

TDS : Taux des sels dissous

TGEA : Gélose Tryptone glucose à l'extrait de levure

UFC : Unité formant colonie

μl : Microlitre

μs : Micro siemens

VF: Viande de fois

Liste des figures

N° de figures	Titre des figures	N° de page
Fig.01	Localisation de l'éco-complexe de zones humides de Guerbès-Senhadja.	2
Fig.02	Photo satellite (Google Earth 2015) de la position géographique de Guerbès-Sanhadja.	2
Fig.03	Les principales zones humides du complexe de Guerbès-Sanhadja (Boumezbeur, 2002).	5
Fig.04	Vue générale sur le site d'étude.	10
Fig.05	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson (1957).	15
Fig.06	Situation de la station météorologique de la wilaya de skikda dans le climagramme d'Emberger.	17
Fig.07	Localisation des stations de prélèvement. (Google Earth, 2015)	20
Fig.08	Vue des stations de prélèvement.	21
Fig.09	Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables.	29
Fig.10	Recherche et dénombrement des coliformes totaux et les coliformes thermotolérants.	32
Fig.11	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux en milieu liquide.	34
Fig.12	Dénombrement des bactéries anaérobies sulfite réducteurs (ASR).	36

Fig.13	Recherche et identification des Staphylocoques (<i>S.aureus</i>).	38
Fig.14	Recherche et identification des Salmonelles.	40
Fig.15	Recherche des Vibrio cholérique.	42
Fig.16	Protocole de recherche de <i>Pseudomonas</i>.	44
Fig.17	Procédure de la coloration de Gram.	47
Fig.18	Schéma de la galerie Api 20 E.	48
Fig.19	Variations de la température de l'eau de Gareat bni m'hamed.	53
Fig.20	Variations du pH de l'eau de Gareat bni m'hamed.	54
Fig.21	Variations de La conductivité électrique l'eau de Gareat bni m'hamed.	55
Fig.22	Variations de teneur L'oxygène dissous de l'eau de Gareat bni M'hamed.	56
Fig.23	Variations de La minéralisation totale de l'eau de Gareat bni m'hamed.	56
Fig.24	Variations de La turbidité de l'eau de Gareat bni m'hamed.	57
Fig.25	Variations de La salinité de l'eau de Gareat bni m'hamed.	58
Fig.26	Variations de Matières solides en suspension de l'eau de Gareat bni m'hamed.	58
Fig.27	Variations de La DCO de l'eau de Gareat bni m'hamed.	59
Fig.28	Variations de La DBO 5 de l'eau de Gareat bni m'hamed.	59
Fig.29	Evaluation du nombre des germes revivifiables à 22°C et à 37°C de l'eau de Gareat bni M'hamed.	61

Fig.30	spores des anaérobies sulfito-réductrices (ASR).	62
Fig.31	Evaluation du nombre de coliformes totaux de l'eau de Gareat bni M'hamed.	63
Fig.32		65
Fig.33	Evaluation du nombre de coliformes thermotolérants de l'eau de Gareat bni M'hamed.	65
Fig.34	Evaluation du nombre de streptocoques fécaux l'eau de Gareat bni M'hamed.	66
Fig.35	Détermination des caractères morphologiques.	69
Fig.36		71
Fig.37	Profil biochimique de proteus vulgaris group.	73
Fig.38	Profil biochimique de citrobacter brakii.	73
Fig.39	Profil biochimique d'Aeromonas salmonicidas sp.	73
Fig.40	Profil biochimique de chromobacterium violaceum.	73
Fig.41	Profil biochimique de <i>Serrasia liquefaciens</i>.	74
Fig.42	Profil biochimique d'Aeromounas <i>hydrophila gr 2</i>.	74
Fig.43	Profil biochimiqud'AeromonasSalmonicidassp.	74
Fig.44	Evaluation de nombre des taxons en fonction des mois d'études.	75
Fig.45	Evolution de la richesse spécifique des groupes de phytoplancton.	76

Fig.46		
--------	--	--

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre du tableau	N° de page
Tab.1	Les principales zones humides de l'éco complexe de Guerbes- Sanhadja (Samraoui et De Belair 1997).	3
Tab.2	Données climatiques de la station météorologique de Skikda (2004-2014).	13
Tab.3	Quotient pluviométrique d'Emberger et l'étage bioclimatique de la région de Skikda.	16
Tab.4	Présentation des points de prélèvement.	23
Tab.5	Les caractères de test d'oxydase.	45
Tab.6	Les caractères de test de catalase.	46
Tab.7	Dénombrement des spores des ASR.	63
Tab.8	Caractères morphologiques et coloration de Gram.	67
Tab.9	Les enzymes respiratoires.	70
Tab.10	Résultat d'identification des germes par les API systèmes.	71
Tab.11	Résultats d'identification des <i>Pseudomonas aeruginosa</i>.	72
Tab.12	Résultats d'identification des <i>Staphylococcus</i> .	72
Tab.13	Répartition des espèces bactériennes isolées entre les différentes stations.	74
Tab.14	Table de Mac Grady (Rodier. ,2009).	Annexe
Tab.15	Lecture et interprétation des résultats de l'API 20 E.	Annexe

Tab.16	Tableau de lecture pour l'API Staph.	Annexe
Tab.17	Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température. (Monod, 1989).	Annexe
Tab.18	Classifications des eaux d'après leur pH. (Agrigon, 2000 & Hakmi, 2002).	Annexe
Tab.19	Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique. (Agrigon, 2000).	Annexe
Tab.20	La sapidité (le goût et la saveur) de l'eau.	Annexe
Tab.21	Qualité des eaux en fonction de l'oxygène dissous.	Annexe
Tab.22	Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la turbidité.	Annexe
Tab.23	Identification phytoplancton de l'eau de Garaetbni m'hamed (suite).	Annexe

Introduction

L'eau est présente à la surface du globe sous plusieurs formes, la plus répandue sous forme salée au niveau des mers et des océans et représente la majeure partie de cette ressource avec un pourcentage de 97%. Les 3% restant se trouvent à l'intérieur des terres immergées et elles peuvent être superficielles ou souterraines.

La répartition inégale de cette ressource à travers les continents, la répartition inégale de la population à travers ces derniers et tous les problèmes liés à la pollution de l'eau et à la dégradation des écosystèmes aquatiques rend la gestion de cette dernière très problématique, et la question de l'accès des populations à une eau saine de plus en plus compliquée.

Les écosystèmes aquatiques terrestres ont aussi une grande importance pour le maintien et la sauvegarde de la biodiversité, de fait de leur position en interface entre milieux terrestres et aquatiques et particulier dans la région méditerranéenne, qui avec ces spécificités climatiques confère à ces zones une très grande biodiversité.

Le complexe de zones humides de Guerbes sanhadja est un exemple typique des écosystèmes aquatiques méditerranéens, il se situe au Nord Est Algérien et renferme une trentaine de plans d'eau. L'étude que nous avons réalisée est axée sur l'évaluation de la qualité bactériologique, hydrochimique et phytoplanctonique de Garaet Beni M'hamed, le plus grand plan d'eau du complexe sur une période de deux mois Mars et Avril 2015. Ce travail est axé sur trois chapitres : le premier est consacré à la description du site d'étude, le deuxième traite des différents aspects de la méthodologie suivie, et le troisième est exposé sous forme de graphes traitant les résultats.

Résumé

Garaet Beni M'hamed est le plus grand plan d'eau du complexe de zones humides de Guerbes Sanhadja avec une superficie de 380 h, durant les mois de mars et avril 2015 nous avons effectués des prélèvements à deux endroits différents du site pour effectuer des analyses bactériologiques hydrochimiques et phytoplanctoniques.

Les résultats que nous avons obtenus au cours de notre étude, concernant l'hydrochimie de l'eau de Garaet Beni M'hamed indique que les eaux de la Garaet en une qualité moyenne en ce qui concerne certains paramètres comme la DBO qui indique une forte charge en matière organique. Pour la bactériologie au niveau de ce plan d'eau ce qui est à noter 'est une pollution d'origine fécale qui est traduite par un taux élevé de coliformes fécaux et de spores des bactéries sulfite réductrices, ainsi que la présence de quelques germes pathogènes. En ce qui concerne le phytoplancton nous avons recensé 24 espèces ce qui indique une grande diversité phytoplanctonique au niveau de notre site.

Enfin, on constate que ces écosystèmes sont légèrement pollués cela est dû surtout à l'élevage intensif, l'agriculture ainsi que la présence d'un nombre important d'oiseaux d'eau.

Mots clés : Garaet, qualité, phytoplancton, bactériologie, hydrochimie.

Conclusion

Les résultats des paramètres physicochimiques mesurés au niveau de deux sites ont des valeurs considérées comme normales pour la saison en ce qui concerne la température, et les légères variations du pH peuvent être imputées à l'effet de certains facteurs comme les apports d'eaux d'Oued El-Kebir. En ce qui concerne certains paramètres comme la DBO elle indique une forte charge en matière organique.

Les analyses bactériologiques obtenues à travers les dénombrements réalisés ont permis de confirmer la contamination d'origine fécale de ces eaux par la présence d'un nombre élevé d'organismes indicateurs ainsi qu'une grande variété de germes pathogènes (*Aeromonas*, *Serratia*, *Staphylococcus*, ... etc).

L'analyse phytoplanctonique montre que la dominante pendant le mois d'avril Avec 24 taxon.

En recommandation et pour maintenir l'équilibre de cet écosystème il faut veiller à réaliser un traitement préalable des rejets avant qu'ils atteignent ces zones. Aussi il faut veiller au contrôle régulier de la qualité des eaux de ces écosystèmes qui sont très fréquentés surtout en saison estivale.

Garaet Beni M'hamed is the largest lake in the wetland complex Guerbes Sanhadja with an area of 380 hours during the months of March and April 2015 we conducted sampling at two different places on the site to perform hydrochemical and bacteriological analyzes phytoplankton.

The results we have obtained in our study about water hydrochemistry of Garaet Beni M'hamed indicates that the waters of Garaet in average quality regarding some parameters such as BOD indicating high organic matter load. For bacteriology at this lake which is noted is a faecal pollution that resulted in a high rate of faecal coliforms and spores of sulfite-reducing bacteria and the presence of some pathogenic germs . Regarding phytoplankton we have identified 24 species indicating a diversity of phytoplankton at our site. Finally, we note that these ecosystems are slightly polluted and this mainly due to intensive farming, agriculture and the presence of large numbers of waterfowl.

Garaet بني أمحمد هي أكبر بحيرة في مجمع للأراضي الرطبة Guerbes Sanhadja بمساحة 380 ساعة خلال شهري مارس وأبريل 2015 أجرينا أخذ العينات في مكانين مختلفين على موقع لأداء الهيدروكيميائية والبكتريولوجية تحليلات العوالق النباتية. النتائج التي حصلنا عليها في دراستنا حول بالكيمياء المياه من Garaet بني أمحمد إلى أن مياه Garaet في متوسط الجودة فيما يتعلق ببعض المعايير مثل BOD تشير إلى ارتفاع تحميل المواد العضوية. لعلم الجراثيم في هذه البحيرة وهو ما لاحظته هو التلوث البرازي التي أسفرت عن ارتفاع نسبة بكتيريا القولون البرازية وجراثيم من البكتيريا التي تحد من سلفيت وجود بعض الجراثيم المسببة للأمراض . وفيما يتعلق العوالق النباتية حددنا 24 نوعا مما يدل على تنوع العوالق النباتية في موقعنا. أخيرا، نلاحظ أن هذه النظم الإيكولوجية ملوثة قليلا، ويرجع ذلك أساسا إلى الزراعة الكثيفة والزراعة وجود أعداد كبيرة من الطيور المائية.

1. Généralités sur le complexe de zones humides de Guerbes-Sanhadja

C'est une grande plaine littorale située dans le nord-est algérien. Elle contient des sites d'importance internationale qui fournissent des exemples représentatifs, rares et/ou uniques de type de zone humide naturelle que ce soit pour le Maghreb, l'Afrique du nord, la sous-région Afrique du nord – Afrique centrale ou bien même la région méditerranéenne. Le complexe de Guerbes-Sanhadja présente une valeur particulière pour le maintien de la biodiversité. Il a été inscrit sur la liste de Ramsar des zones humides d'importances internationales en 2001. L'éco-complexe de zones humides de Gerbes-Sanhadja se situe dans la wilaya de Skikda (Nord-est), et plus précisément dans la commune de Ben Azzouz. Ses coordonnées géographiques en longitude sont 7°8'E à 7°25'E et latitude de 36°46' à 37°N. L'altitude varie entre zéro (0) et deux cent mètre (200 m) et avec une superficie de quarante deux mille cent (42 100) hectares. Il est bordé à l'ouest par les collines côtières de Skikda et à l'est par le massif forestier de Chetaïbi. Le massif dunaire continental de la plaine de Guerbes est le réservoir hydrique d'environ quarante (40) millions de mètres cubes qui génère une multitude de dépressions et de vallées formant lacs et garaets (marais), de quelques hectares de superficie à plusieurs dizaines d'hectares.

A l'est et au sud de ce massif, l'oued El-kébir et ses affluents, aux nombreux méandres en raison de la faible pente, alimentent une série de collections d'eaux naturelles ou artificielles (petits barrages ou retenus collinaires). Le contact dune-plaines alluviales a formé des forêts humides : les aulnaies, qui peuvent atteindre 180 ha. Enfin, si la plupart de ces milieux ont un sol à pH acide ou neutre, se développant très fréquemment sur une tourbe. Des collections d'eau subissent l'effet du reflux marin, sur le delta El-kébir, atteignant plusieurs centaines d'hectares et ont un sol à pH franchement alcalin. Nous sommes donc en présence de quatre grands groupes systématiques à flore et faune spécifiques (Boumezbeur, 2002).



Fig 1 .Localisation de l'écomplexe de zones humides de Guerbès-Sanhadja.

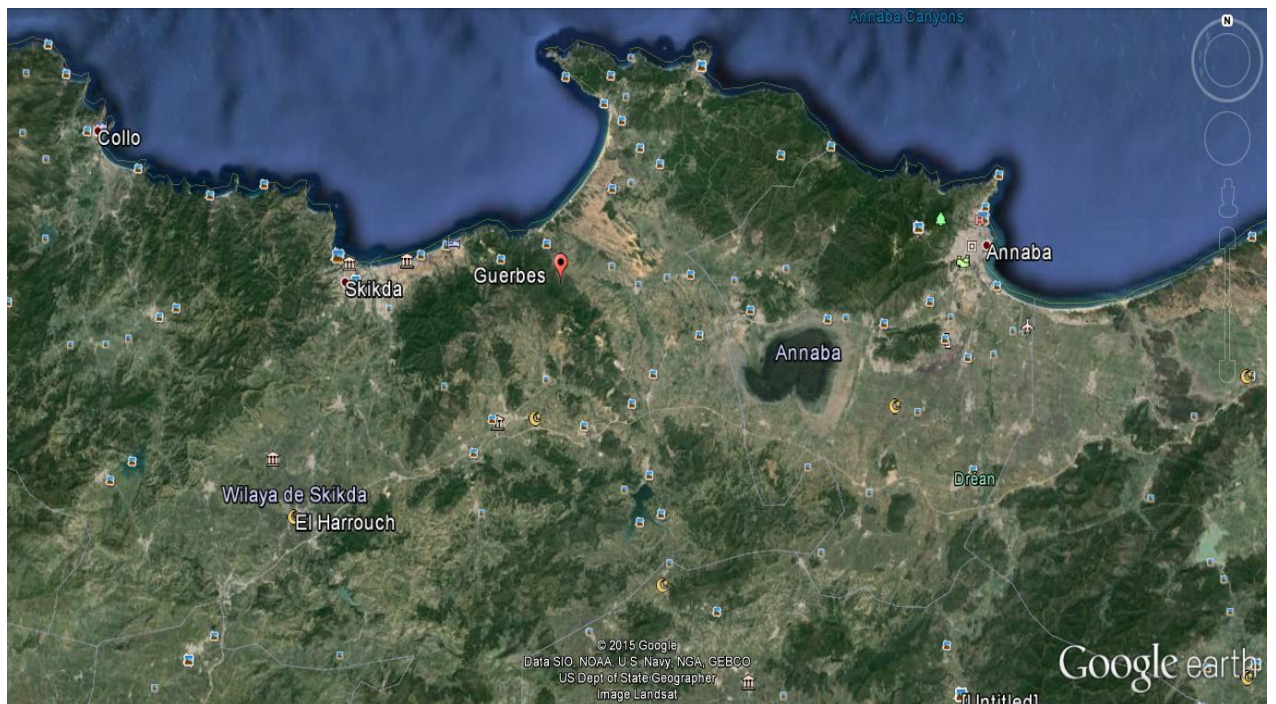


Fig2. Photo satellite (Google Earth 2015) de la position géographique de Guerbès-Sanhadja

Tableau N°1 : Les principales zones humides de l'éco complexe de zones humides de Guerbes-Sanhadja (Samraoui et De Belair 1997).

Nom du site	Coordonnées géographiques	Superficie
Garaet Beni M'hamed	36°57 N 7°16 E	380 ha
NechaaDmnatAtaoua	36°56'132 N 7°14'780 E	280 ha
GaraetHaouas	36°58 N 7°18 E	260 ha
Garaet Hadj Tahar	36°51'774 N 7°15'957 E	112 ha
NechaaKhellalba	36°50'516 N 7°17'576 E	75 ha
GaraetBoumaiza	36°49'155 N 7°18'975 E	70 ha
GaraetChichaya	36°53'791 N 7°18'230 E	50 ha
Garaet Sidi Makhlouf	36°53'094 N 7°18'248 E	50 ha
Lac Sidi Fritis	36°53'975 N 7°17'437 E	40 ha
Garaet El-Loughat	36°50 N 7°17 E	38 ha
Garaet Sidi Lakhdar	36°54'780 N 7°12'005 E	25 ha
GaraetBouina	36°53'490 N 7°17'574 E	25 ha
GaraetOuajaa	36°53'192 N 7°18'963 E	20 ha
Garaet Ain-Nechma	36°48'837 N 7°16'728 E	18 ha
Garaet El Guelb	36°53'206 N 7°18'538 E	15 ha
GaraetNouarEzzouaoua	36°54'188 N 7°12'463 E	13 ha
Lac La Masardlle	37°00'815 N 7°15'637 E	10 ha
Garaet Ain-Magroun	36°50'225 N 7°16'943 E	9 ha

Tableau N°1 : Les principales zones humides de l'éco complexe de zones humides de Guerbes-Sanhadja (Samraoui et De Belair 1997). (Suite)

Garaet Bordj du Cantonier	36°52'168 N 7°22'760 E	2 ha
GaraetBechna	36°53'082 N 7°170'802 E	2 ha
Garaet aux Oliviers	36°50 N 7°18 E	2 ha
GaraetDissia	36°55'349 N 7°15'284 E	1.5 ha
Lagon d'Oued El Kebir	36°59 N 7°16 E	1 ha
Garaet Tacha	36°51'979 N 7°23'587 E	0.5 ha
Garaet aux Linaires	36°52N 7°18 E	0.5 ha
Garaet El Azla	36°59'477 N 7°19'541 E	0.5 ha
Oued El Kebir	36°58 N 7°18 E	
Canale de Sidi Machlouf	36°53'295 N 7°18'478 E	
Oued Maboun	36°50'345 N 7°17'313 E	
Oued El Aneb		

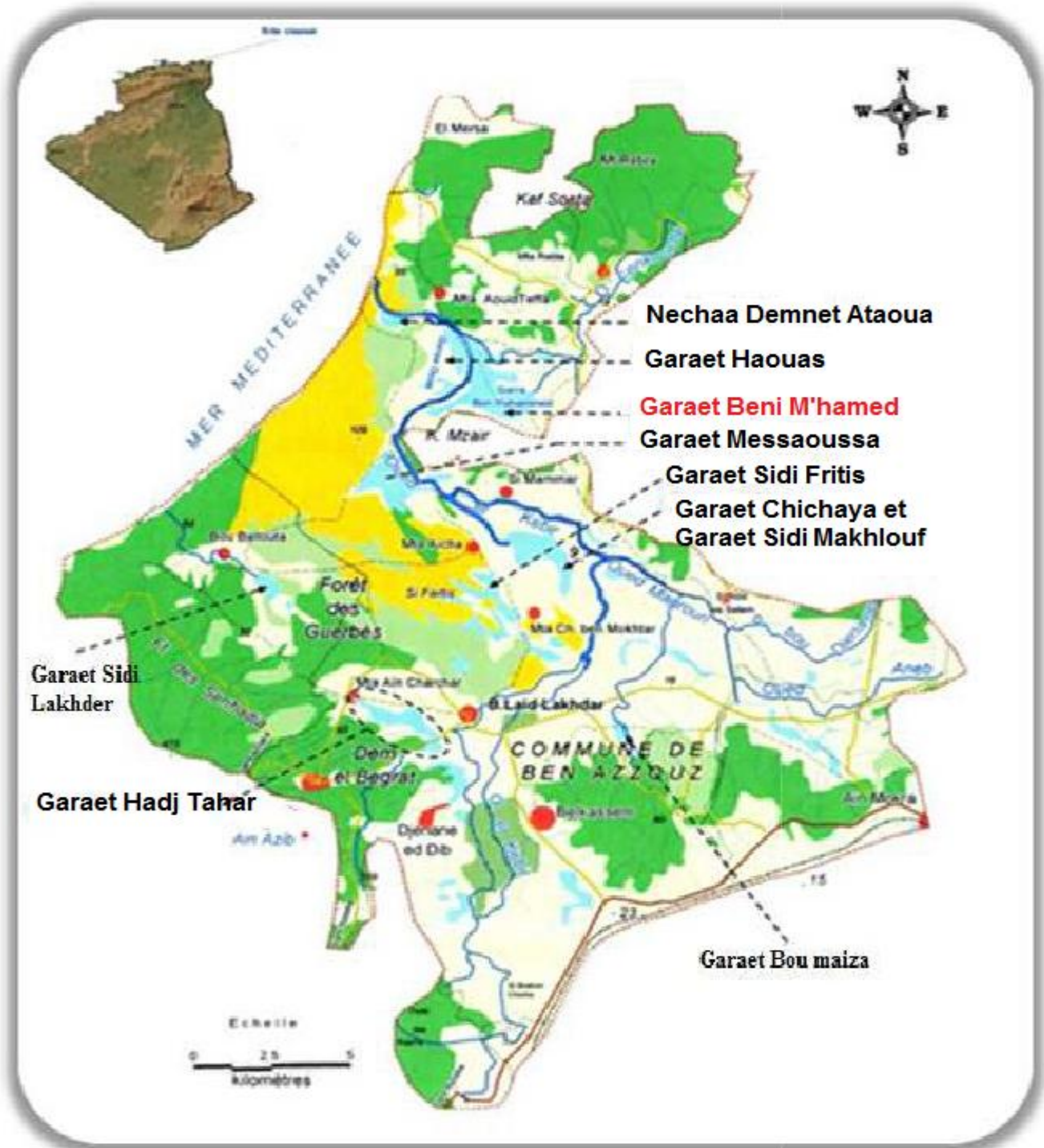


Fig 3. Les principales zones humides du complexe de Guerbes-Sanhadja (Boumezbeur, 2002)

2. Description des principales zones humides de Guerbes-Sanhadja

2.1. GaraetHadjTahar (36°51'50''N, 07°15'57''E)

Garaet Hadj Tahar est un lac d'eau douce souvent inondé sauf exception, irrigué par les affluents d'Oued El kebir. Elle couvre une superficie de 112 ha avec une altitude moyenne de 19 m. Située à une vingtaine de kilomètres de la Méditerranée elle présente une forme ovale très allongée entourée au nord ouest par une colline d'argile et de grès, à l'est par des dunes et au sud est, par la plaine alluviale de Oued El Kebir(Fig.2).La dépression occupée par celac est orientée nord ouest sud est. (Metallaoui et Houhamdi, 2008)

2.2. Nechaa Demnat Ataoua (36°56' N, 7°14'780 E)

Ce site est remarquable pour ses aulnes et marais, il occupe une surface d'environ 280 ha il est localisé à l'Ouest du mont de l'Edough du côté gauche d'Oued El-Kebir (Fig.2). Thomas (1975) est le seul scientifique qui a donné une petite description du site. L'Aulne de DemnatAtaoua et le marais de GaraetMessaoussa adoptent en général la direction Nord-Ouest–Sud-Est. Il est localisé sur des cours d'eau de la dépression dunaire. Le marais constitue une zone particulière d'aulnaie dans la plaine alluviale d'Oued El-Kebir. La texture du sol est sableuse dans le Nord-Ouest en raison des dépôts dunaire, et devient graduellement argileuse dans le SE à cause des dépôts alluviaux de Oued El-Kebir. Ce marais alimenté par deux oueds (Oued Ras El Ma et Oued El Kebir) qui trouvent leurs sources à la base des dunes. Cinq espèces d'hydrophytes recouvrent le plan d'eau dont les plus importants du point de vue recouvrement sont les *Callitriche stagnatilis*, *Lemnaminor*, *Potamogetontrichoides*, 38 espèces d'hydrophytes dominées par la famille des Juncacées parmi lesquelles nous notons *Juncusacutus*, *Juncusanceps*, *Juncusbufonius*, *Juncusbulbosus*, *Juncusconglomeratus*, *Juncusheterophyllus*, *Juncusmaritimus*, *Juncuspygmaeus*, *Juncusubnodulouset* *Juncustenageia*. Des Typhas (*Typha angustifolia*) et des Scirpes (*Scirpusmaritimus*). La végétation qui entoure la Nechaa est diversifiée, nous rencontrons le *Rubusulmifolius*, *Alnusglutinosap*présent à pratiquement 100%. Le Busard des roseaux (*Circusaeruginosus*) est l'unique représentant de l'avifaune aquatique dans ce site.

2.3. Garaet Haouas (36°58' N, 7°18' E)

Cette Garaet occupe une surface d'environ 260 ha. Elle est située dans la rive gauche d'Oued El-Kebir. Elle s'étend entre les dunes de Guerbes du côté Ouest et les rives de Oued El-Kebir du côté Est (Fig.2). Le substratum est formé par le sédiment et le sable dunaire. La végétation submergée est dominée par (*Callitriche stagnalis*, *Potamogetontrichoïdes*). Les Alismacées représentées par (*Alisma plontago-aquatica*) dont le recouvrement total ne dépasse pas les 25%. Les amphiphytes sont représentées également par le (*Carex divisa*, *Iris pseudoacorus*, *Cyperuslongus*, *Juncustenageia*, *lejuncusbulbosus*), des Scirpes (*Scirpuslacustris*, *Scirpusmaritimus*) et des Typhas (*Typha angustifolia*). (Samraoui et De Belair, 1997)

2.4. Nechaa Khellaba (36°5'516 N, 7°17'576 E)

Ce site s'étend sur une surface d'environ 75 ha. (Fig.2). Elle est constitué exclusivement presque d'aulne. Elle est ouverte vers la plaine alluviale d'Oued El-Kebir. Elle présente une largeur de 200 à 300 mètres et une longueur de 3 à 4 km. Ces aulnes s'alimentent par les petits courants d'eau d'Oued El-Kebir. Le substratum de ces aulnes est formé exclusivement de la tourbe du sable, à cause de l'abondance de la matière organique laissée par cette forêt humide. Ce plan d'eau est pauvre en végétation aquatique elle se limite à *Callitriche stagnalis* dont le recouvrement varie d'un endroit à un autre et peut aller de 0% jusqu'à 60%. Par contre les amphiphytes sont mieux représentées 16 espèces sont recensées parmi lesquelles, nous notons le *lycopuseuropaeus*, *Lythrum junceum*, *Nasturium officinale*, *Polygonumlapathifolium*, *Ranunculussceleratus*, *Rumex conglomeratus* et *veronica anagallis aquatica*. Le climat et le substratum tourbeux de la plaine ont favorisé la formation de forêts d'Aulne glutineux (*Alnusglutinosa*), le cortège floristique entourant ce site est formé également d'*Arum italicum*, *Rubiaperegrina*, *Rubusulmifolius* et de *Menthasuaveolens*. 3 espèces d'Ostracodes sont présents dans ce plan d'eau à savoir *Candonopsis cf. kingsley*, *Cypriaophthalmica* et *Cypris bispinosa* (Samraoui et De Belair, 1997).

2.5. Garaet Boumaïza (36°49'155 N, 7°18'975 E)

C'est un marais temporaire, qui s'étend sur une surface d'environ 70 ha maintenu par la pluviosité, les cours d'eau et les infiltrations des montagnes de Boumaïza, situées dans la partie Nord–Nord-Est (Fig.2). La plaine occupée par ce marais est franchie par une

dépression Sud-Est–Nord-Est vers Oued El-Kebir. Cette dépression était probablement tributaire d'un lit d'oued. Le marais présente une végétation diversifiée les hydrophytes recouvrant à 50% le plan d'eau sont représentées par *Callitriche stagnalis*, *Ceratophyllum demersum*, *Lemna minor*, des Renonculacées (*Ranunculus baudotii*, *Ranunculus trichophyllus*) par des potamogeton (*Potamogeton nodosus potamogeton pectinatus*). Les amphiphytes sont principalement représentées par *Alisma plantago-aquaticum* dont le recouvrement est de 50%, des juncacées (*Juncus subnodulosus*, *Juncus subulatus*), des Cypéracées (*Cyperus longus*), des Scirpes (*Scirpus lacustris*, *Scirpus maritimus*) des Typhacées (*Typha angustifolia*). Les oiseaux d'eau qui fréquentent le marais sont *Bubulcus ibis*, *Ciconia ciconia*. (Samraoui et De Belair, 1997).

2.6. Garaet Chichaya (36°53'791 N, 7°18'230 E)

Ce marais occupe une surface d'environ 50 ha. Orienté Nord-Ouest-Sud-Est. En Nord-Ouest (Fig.2), alimenté par les eaux dunaires souterraines et les dépressions ouvertes vers le Sud-Est, près de la plaine alluviale d'Oued El-Kebir. Il y a une continuité avec Garaet Sidi Makhoulf. Le substratum est constitué, au Nord-Ouest par le sable dunaire mélangé avec la tourbe. Ce sol est remplacé au Sud-Est par une boue argileuse de la plaine. Le Nord-Ouest est entièrement occupé par l'aulne, plus ou moins fixé en dune. Au Sud-Est, le marais suit une petite pente vers l'eau libre, temporaire ou non, selon la pluviosité annuelle et la pression du pompage de l'eau. Plus de 50 espèces végétales ont été recensées, parmi lesquelles nous trouvons des hydrophytes comme *Ceratophyllum demersum*, *Lemna gibba*, *Myriophyllum spicatum*, *Polygonum senegalense*, *Potamogeton lucens* occupant plus de 75% du plan d'eau, une ptéridophyte rare, *Salvinia natans*, *Utricularia vulgaris* et *Wolffia arrhiza*. Parmi les hydrophytes, nous avons des Cypéracées *Cyperus longus* des Juncacées, *Juncus acutus* et *Juncus subulatus*. Nous constatons d'autres formations émergentes de *Galium palustre*, *Glyceria fluitans*, *Iris pseudoacorus*, de phragmites *Phragmites australis*, des Scirpes *Scirpus lacustris* et *Scirpus maritimus* et des Typhas *Typha angustifolia*. Des forêts d'Aulne glutineux recouvrent le sol à 50%, nous rencontrons aussi des *Fraxinus angustifolia*, *Populus alba*, *Rubus ulmifolius*, et du *Tamarix gallica*. (Samraoui et De Belair, 1997). Du point de vue avifaunistique, les espèces fréquentant ce site sont principalement la Cigogne blanche, la Gallinule poule d'eau, le Busard des roseaux et la Foulque macroule (Metallaoui, 2010).

2.7. Garaet Sidi Makhlouf (36°53'094 N, 7°18'248 E)

Elle occupe une superficie d'environ 50 ha. Le substratum et la situation géomorphologique de la Garaet sont identiques à ceux de GaraetChichaya. Toutes les deux constituent une unité simple, orienté du Nord-Ouest au Sud-Est (Fig.2) vers la plaine alluviale. 102 espèces végétales sont dispersées entre les prairies humides, les prairies sèches, les marais et les sites à eau ouverte. Ce site accueille les mêmes espèces citées précédemment et dont les bords évoluent vers une forêt de chêne liège. L'avifaune est remarquablement représentée par le Fuligule nyroca (*Aythya nyroca*) qui, probablement se reproduit quand le site ne s'assèche pas rapidement. La poule sultane (*Porphyrioporphyrus*) est une autre espèce qui se reproduit à Garaet Sidi Makhlouf. D'autres oiseaux aquatiques colonisent ce site nous avons le Fuligule milouin (*Aythya ferina*), la poule d'eau (*Gallinula chloropus*), la Cigogne blanche, le Busard des roseaux, la Foulque macroule, l'Aigrette garzette (*Egretta garzetta*), le Héron garde-bœuf, le Héron cendré (*Ardea cinerea*), le Héron crabier (*Ardeolaralloides*) et le Grèbe castagneux (*Tachybaptus ruficollis*). Concernant la végétation, nous citons certains amphiphytes comme *Callitriche stagnalis*, *Lemnagibba*, *Lemnaminor*, *Nymphaea alba* recouvrant 25% de la superficie du plan d'eau, des renonculacées *Ranunculus baudotii*, *Ranunculus tricophyllus*, *Salvinia natans*, *Urticularia vulgaris*, *Wolffia arrhiza*. Le cortège floristique du site est constitué principalement d'*Alisma plantago-aquatica*, *Apium nodiflorum*, *Iris pseudo-acorus*, de Juncacées, *Juncus capitatus*, *Juncus heterophyllus*, de Scirpes *Scirpus cernuus* et *Scirpus lacustris*. Une espèce rare de Neuroptera *Lerthabarbara* est trouvée uniquement dans ce site de tout le complexe de Guerbes-Sanhadja (Samraoui et De Belair, 1997).

3. Présentation du site d'étude (Garaat Beni M'Hamed)

3.1. Garaet Beni M'Hamed (36°57' N, 7°16' E)

Ce marais salé occupe une surface d'environ 380 ha. S'étend près de l'estuaire d'Oued El-Kebir (Fig.3). Il est alimenté par l'inondation de cet Oued. Son sol est formé d'argile Numidien. (Metallaoui 2010).



Fig4. Vue générale sur le site d'étude (photo prise par Daha)

3.2. Coordonnés géographique

Latitude: 36° 57 Nord

Longitude: 7° 16 Est

3.3. Situation administrative

Garaet Beni M'Hamed dépend de la wilaya de Skikda, de la daïra de Ben Azzouz et de la commune de cette dernière.

3.4. Géologie

La vallée de Oued El kebir où se situe notre Garaet est datée du quaternaire actuel et récent. Elle est composée de dépôt alluvionnaire et de sable dunaire.

3.4.1. La plaine sableuse

Elle est développée dans la partie Nord et Nord-Est et forme une barrière qui sépare les dunes de la vallée de l'Oued El-Kebir Ouest. Le revêtement demeure simple, puisque partout on distingue des dépôts superposés, de bas en haut. Des sables rouges peu argileux présentant des caractères d'hydro-morphologie fréquents, liés à la présence d'une couche d'argile qui empêche l'infiltration de l'eau et favorise ainsi une hydromorphie remontante.

3.4.2. La plaine argileuse

Allongée du Sud-Ouest au Sud-Est, la plaine argileuse de Ben Azzouz renferme une topographie plane, presque comme toutes les plaines côtières du bassin méditerranéen. Elle est drainée par Oued El-Kebir Ouest qui coule difficilement dans la vallée.

Les formations de la plaine sont composées essentiellement d'alluvions actuelles, à l'exception de la partie d'Ain Nechma où nous rencontrons des basses terrasses rharbiennes.

Les formations géologiques, essentiellement secondaires et tertiaires, caractérisent les montagnes, les formations superficielles notamment le quaternaire, les vallées et les cordons dunaires. Le Tell de la Kabylie prend fin à Annaba plus exactement avec le massif ancien de l'Edough. L'isolement de celui-ci semble lié à la flexure exprimant une faille probable de grande ampleur qui interrompt à l'Est les massifs de Filfila et Safia pour les remplacer par un ensellement où se sont accumulés les sables de Guerbes et les alluvions de Oued El-Kebir Ouest. Nous trouvons dans ce massif tous les caractères des Kabyliques : les vieux schistes, les roches éruptives, les grès éocènes et on ne trouve plus rien d'analogue, au-delà dans l'Est (Joleaud, 1936. Benderradji, 2000).

Les travaux géologiques sur le Nord-est algérien de (Joleaud1936), ainsi que la carte géologique de la Tunisie dressée en 1951 par (Gastani in Benderradji2000) affirment que les systèmes géologiques représentés dans l'extrême Nord-est algérien sont constitués par des terrains du Secondaire (le Crétacé), du Tertiaire (le Nummulitique et le Néogène), le Quaternaire est représenté par le Pliocène.

3.5. Hydrographie

La région de Guerbes est caractérisée par un couvert végétal très dense. L'abondance des marécages et la nature géologique des formations litho stratigraphiques soulignées par une forte perméabilité due au sable, font que cette région recèle un important gisement d'eau souterraine.

Le système aquifère de Guerbes est la principale ressource pour la population de la région. Ce système est constitué de plusieurs nappes. Une nappe libre localisée au niveau des formations sableuses, surmontant une nappe profonde contenue dans les alluvions. Les deux nappes se confondent vers l'Ouest. Le principal réservoir se trouve dans les dunes qui reçoivent des précipitations très importantes. Les sources et la majorité des puits se trouvent à la périphérie. Ce massif dunaire est caractérisé par une forte infiltration, elle atteint les trois cent (300) mm (Khemmar, 1981). D'une manière générale, l'écoulement se répartit en trois (3) zones principales :

- A l'ouest, l'alimentation se fait à partir du massif de bordure (djebel Safia et Sanhadja) et s'oriente vers Garaet et oued Dissia qui s'écoule vers la mer méditerranée au nord.
- A l'est, l'écoulement se fait au centre du massif dunaire de bordure vers Garaet Moussissi, Garaet Beni Mhamed et vers Oued El-kebir à l'ouest.
- Dans la région de Dem el bagrat, l'écoulement se fait à partir du massif de bordure djebel Safia vers garaet Seberka.
- Dans la région de Ben Azzouz, les eaux viennent du massif de Boumaiza et du centre du massif dunaire. Elle se dirige vers l'oued El-kebir (Boumezbeur, 2002).

3.6. Etude climatique

Pour l'étude climatique de la zone d'étude, qui est située dans le complexe des zones humides de Guerbes - Sanhadja (Numide Occidentale), nous nous basons sur les données climatiques de la station météorologique de Skikda et celle d'Alger (Dar El-Beida). Ces dernières, sont étalées sur une période de onze (11) ans, allant de 2004 à 2014 (Tab.2). Nous observons que le mois de juillet est le mois le plus chaud (29,3 °C) et le mois de janvier est le mois le plus froid (8,622 °C). Les précipitations annuelle est de l'ordre de 796,847 mm.

3.6.1. Données climatiques de la station météo de Skikda

Pour l'étude climatique de la zone d'étude, qui est située dans le complexe des zones humides de Guerbes - Sanhadja (Numide Occidentale), nous nous basons sur les données climatiques de la station météorologique de Skikda et celle d'Alger (Dar El-Beida). Ces dernières, sont étalées sur une période de onze (11) ans, allant de 2004 à 2014 (Tab. 2). Nous observons que le mois de juillet est le mois le plus chaud (29,3 °C) et le mois de janvier est le mois le plus froid (8,622 °C). Les précipitations annuelle est de l'ordre de 796,847 mm.

Tableau N° 2 : Données climatiques de la station météorologique de Skikda (2004-2014).

	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Aou	Sep	Oct	Nov	Déc
Température moyenne maximale °C	16,76	17,13	19,22	21,56	24,44	26,61	29,3	29,2	27,23	25,08	21,06	17,79
Température moyenne minimale °C	8,62	9,11	11,04	13,71	16,37	18,7	21,7	21,4	19,49	17,31	13,01	10,43
Température moyenne °C	12,69	13,12	15,13	17,63	20,40	22,65	25,5	25,3	23,36	21,19	17,03	14,11
Précipitation (mm)	103	90,85	93,52	57,06	48,97	11,13	1,69	10,53	63,86	72,11	98,85	145,27
Humidités mensuelle moyenne (%)	74,7	69,5	71,9	72,55	72,66	71,3	7,11	7,12	7,15	6,91	7,11	7,17
Vitesse mensuelle du vent (m/s)	3,66	6,68	3,72	3,24	3,16	3,3	3,16	3,22	3,26	3,28	3,52	3,83

3.6.2. La température

À partir de ces données du tableau ci-dessus, nous constatons que le mois de juillet est le mois le plus chaud, avec une température maximale de 29,3°C et le mois de janvier est le mois le plus froid avec une température minimale de 8,62°C.

3.6.3. La pluviométrie

La précipitation annuelle dans la région de Skikda équivaut à : 796,84 mm. D'après les données climatiques, le mois de décembre est le mois le plus pluvieux avec une précipitation

moyenne de 145,27 mm. En revanche, le mois de juillet est le mois le plus sec avec une précipitation moyenne de 1,69 mm.

3.6.4. Les vents

La région de Skikda est très exposée aux vents. Mais les données enregistrées durant les dix dernières années montrent le contraire. La vitesse maximale des vents est notée au mois de décembre, avec une valeur de 3,83 m/s et la valeur est notée au mois de juillet avec 3,16 m/s.

3.6.5. L'humidité

L'hygrométrie est élevée et pratiquement constante durant le premier semestre de l'année. Nous notons un maximum au cours du mois de janvier avec 74,7 % et un minimum de 6,91 % pendant le mois d'octobre.

3.7. Synthèse climatique

3.7.1. Diagramme ombrothermique de Bagnlous et Gausсен

Le diagramme ombrothermique de Bagnlous et Gausсен nous permet de mettre en évidence la période sèche de notre zone d'étude. Il est tracé avec deux axes d'ordonnées où les valeurs de la pluviométrie, sont portées à une échelle double de celle des températures. (Bagnouls et Gausсен, 1957). Nous observons une saison sèche qui s'étend sur cinq mois (Fig. 5).

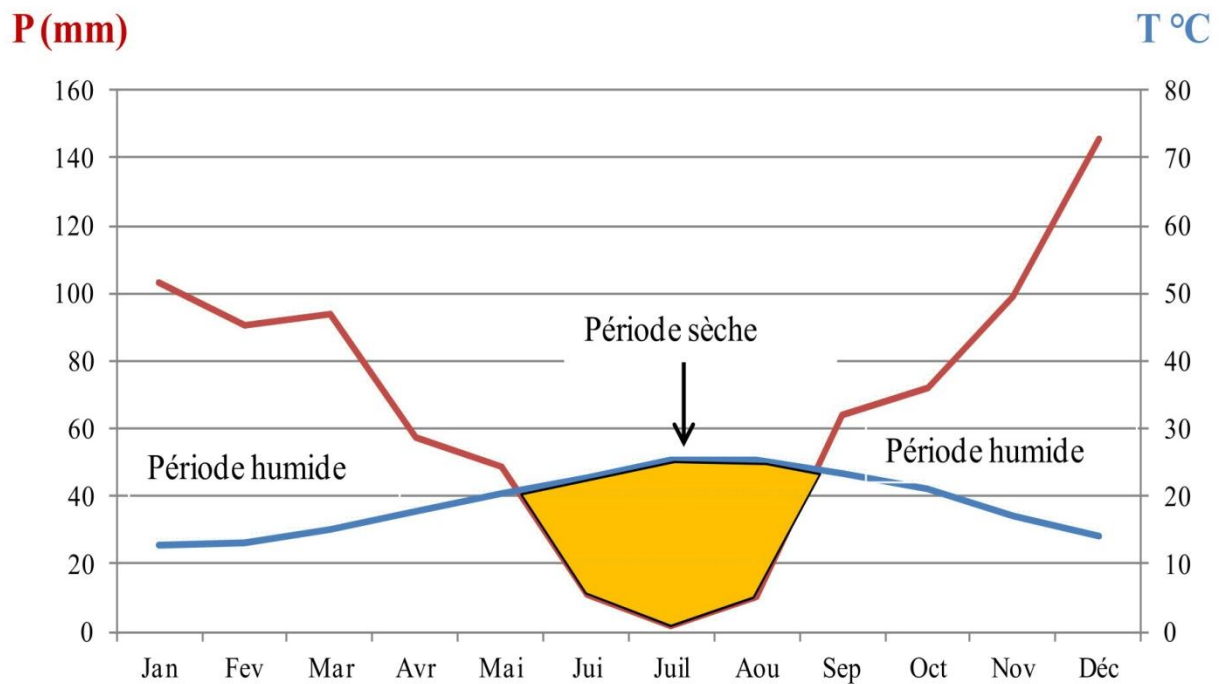


Fig 5. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson (1957) (Hamdi DZIRI)

$$P = 2T$$

P : pluviométrie
T : température en (°C)

Un mois est considéré sec, lorsque la courbe des températures est supérieure à celles des précipitations. La partie du graphe comprise entre les deux courbes, traduit la durée et l'intensité de la période sèche.

3.7.2. Quotient pluviométrique d'Emberger

Cet indice nous aide à définir les cinq (5) types de climat méditerranéen du plus aride jusqu'à celui de haute montagne (Emberger, 1955). Il se base sur le régime des précipitations et des températures et il s'exprime selon la formule suivante :

$$Q_2 = \frac{1\ 000 \cdot P}{\left[\frac{M + m}{2} \right] (M - m)}$$

Q : quotient pluviométrique d'Emberger.

P = Précipitation annuelle moyenne (mm)

M = Températures des maxima du mois le plus chaud (°K).

m = Températures des minima du mois le plus froid (°K).

T°K = T°C+273,2

Tableau N° 3 : Quotient pluviométrique d'Emberger et l'étage bioclimatique de la région de Skikda.

Station	P (mm)	M(c°)	m(c°)	Q2	Etage bioclimatique
Skikda	796,847	29,3	8,622	133,23	Sub- humide (hiver chaud)

Après le calcul du quotient pluviométrique selon les données météorologiques fournies par la formule ci-dessus, nous constatons que $Q_2 = 133,22$. Cette valeur interprète que Le complexe de Guerbes-Sanhadja, se situe respectivement entre les étages bioclimatiques allant du subhumide tempéré à l'humide chaud (Fig.06).

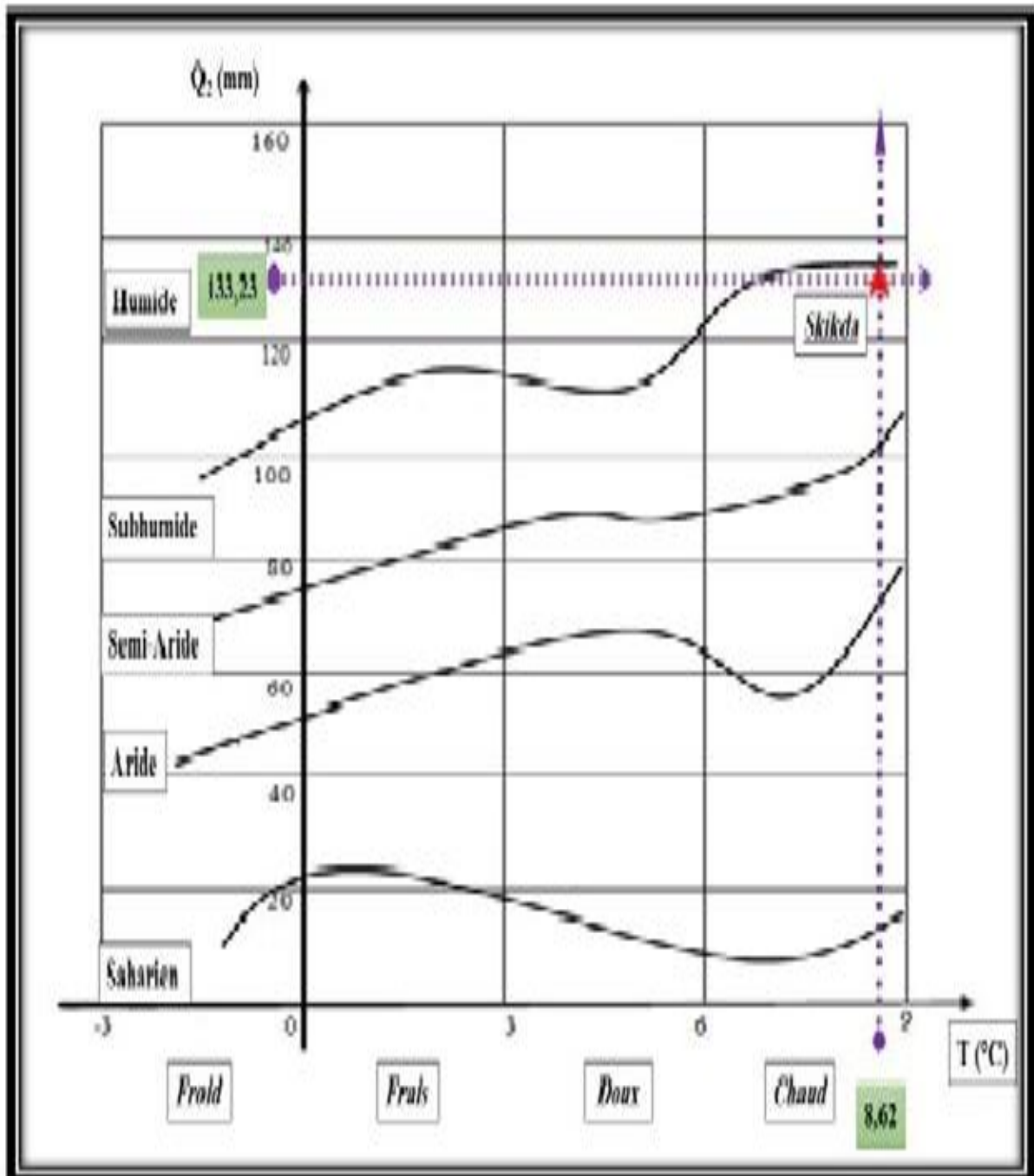


Fig6. Situation de la station météorologique de la wilaya de skikdadans le climagramme d'Emberger. (Hamdi DZIRI)

3.8. Cadre biotique

3.8.1. La flore

La végétation de la Garaet est peu diversifiée dans le plan d'eau. Nous constatons des formations émergentes de *Chamaemelum praecox*, *Juncus acutus*, *Oenanthe fistulosa* dont le recouvrement peut atteindre 50%. La Garaet est entouré de *Tamarix gallica* et de forêts de frênes *Fraxinus angustifolia*. (Samraoui et De Belair, 1997).

3.8.2. La faune

La garaet est un lieu propice pour de nombreuses espèces d'oiseaux aquatiques, tel que Canard siffleur (*Anas penelope*), le Canard pilet (*Anas acuta*), le Vanneau huppé (*Vanellus Vanellus*), le Flamant rose (*phoenicopterus roseus*).

3.9 Exploitation du site

3.9.1. L'agriculture

Les terres qui entourent le lac sont exploitées par les agriculteurs pour la culture maraîchère (tomate, melon et pastèque). Ces cultures sont très exigeantes en eau de ce fait ils utilisent l'eau du lac pour l'irrigation et ce dès le mois d'avril. Le bruit des moteurs représente un facteur de dérangement très important surtout pour les espèces nicheuses telle que le Fuligule nyroca et l'Erismature à tête blanche et la Poule sultane. Il est à noter aussi que la période d'irrigation correspond à la saison sèche ce qui influe considérablement sur le niveau d'eau de la Garaet.

3.9.2. Le pâturage

La région est réputée d'être une zone d'élevage par excellence surtout pour les ovins et de ce fait les riverains ont recours au défrichage des abords du lac afin d'augmenter la surface de pâturage pour leurs troupeaux. A cela s'ajoute l'effet direct du pâturage proprement dit, les bovins broutent la végétation aux abords du lac et pénètrent aussi à l'intérieur du plan d'eau ayant par cela un double effet négatif ; le premier est les dérangements causés aux populations d'oiseaux d'eau et le deuxième est la destruction éventuelle des nids et de leurs supports.

3.9.3. La chasse

La chasse en Algérie est réglementée par la loi n° 04-07 du 14 Août 2004 Pour le gibier qui nous intéresse (canards) elle est ouverte du mois de septembre au mois de février. Les espèces

prisées par les chasseurs sont surtout le canard col vert et la foulque mais les dommages collatéraux ne peuvent être évité et on rencontre des tirs sur les espèces protégées tel le Fuligule nyroca et l'Erismature à tête blanche. Cela est dû à la méconnaissance des chasseurs des espèces protégées.

1. choix des stations et prélèvements

1.1. Choix des stations

L'objectif de notre étude est d'évaluer la qualité des eaux de Garaet bni m'hamed en analysant les paramètres bactériologiques et physico-chimiques et phytoplanctonique. Deux stations ont été choisies dans la zone d'étude.

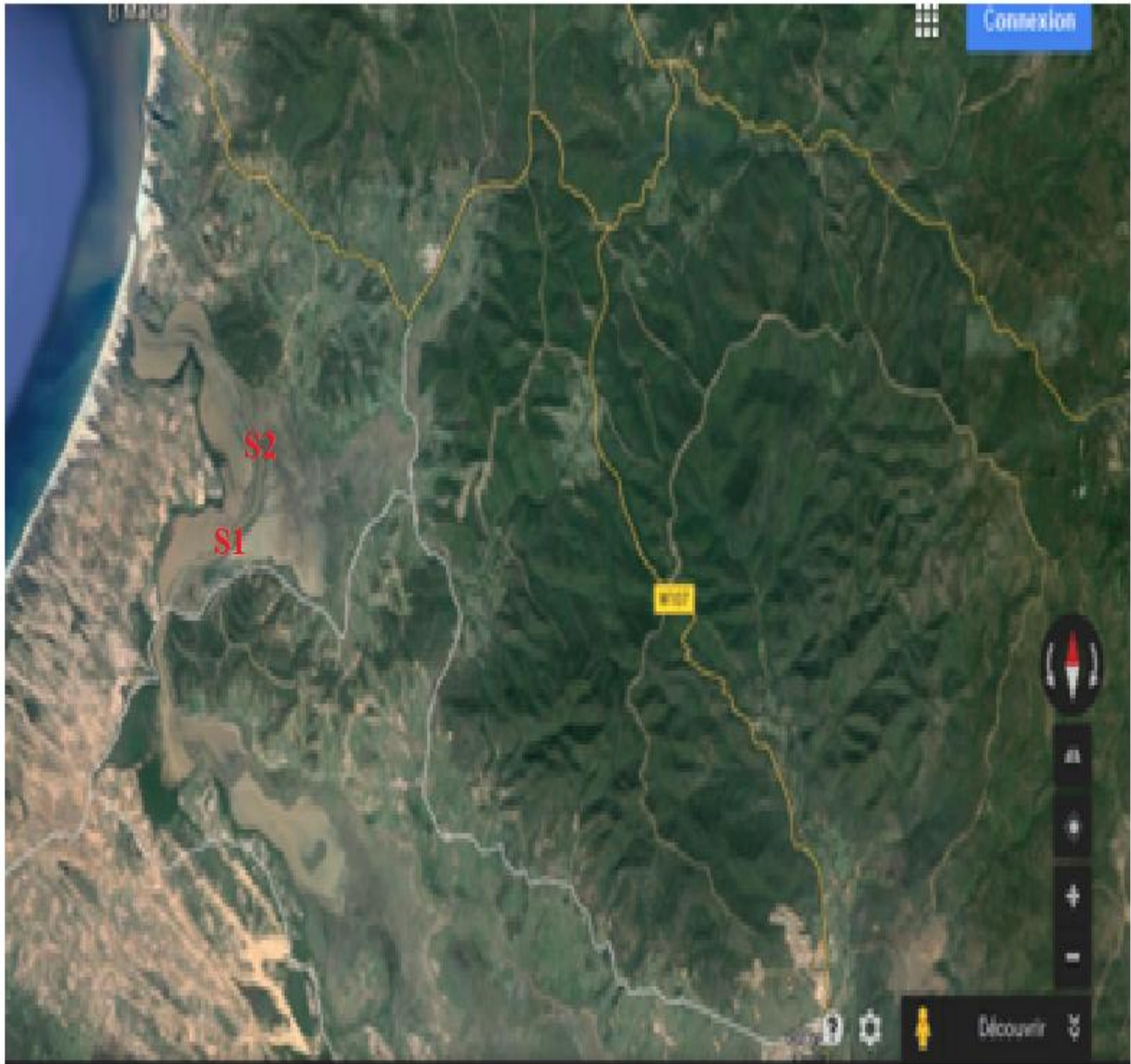


Fig.7. Localisation des stations de prélèvement. (Google Earth, 2015)



Fig.8. Vue des stations de prélèvement (Photos prises par Daha).

1.2. Les prélèvements

Les prélèvements sont étalés sur une période de deux mois (Mars, Avril) ; le rythme d'échantillonnage était d'un prélèvement par mois.

1.3. Matériel de prélèvement

Les prélèvements destinés à l'analyse bactériologique ont été réalisés dans des flacons en verre de 250 ml munis d'un bouchon à vis métallique. Pour les prélèvements destinés à l'analyse physico-chimique, ils sont réalisés dans des flacons propres en plastiques.

1.4. Mode de prélèvement

L'échantillon destiné à l'analyse bactériologique doit être prélevé dans des conditions d'asepsie rigoureuse et doit être le plus représentatif possible du milieu d'où il provient (Guiraud, 1998).

Il est essentiel que les échantillons soient clairement étiquetés immédiatement avant les prélèvements et que les étiquettes lisibles et indélébiles (Lightfoot, 2002). L'étiquette doit comporter tous les éléments nécessaires à la bonne exploitation des résultats de l'analyse : numéro, d'ordre, lieu précis, modalités particulières du prélèvement.

Pour éviter les risques de contamination, les flacons d'échantillonnage ne doivent être ouverts qu'au moment du prélèvement. Une fois l'échantillon est prélevé, les flacons doivent être fermés hermétiquement jusqu'au moment de l'analyse, Il convient d'être très attentif pour éviter toute contamination accidentelle d'échantillon durant le prélèvement, ce qui implique le respect de règles précises. Ces règles seront différentes selon le point de prélèvement (Rejsek. 2002)

Les flacons de prélèvement sont plongés dans l'eau, nous les ouvrons à une profondeur de 25 à 30 cm, fermé hermétiquement dans l'eau sans laisser des bulles d'air. (Rodier. 2005).

Les échantillons sont transportés dans une caisse iso-thermique (4-6 °C) jusqu'à leur arrivée au laboratoire (haddad, 2004). La teneur des échantillons en coliformes se modifie entre le moment du prélèvement et celui d'examen. Il est important donc de procéder à

L'analyse le plus rapidement possible, de préférence dans l'heure suivante et en aucun cas après 24 heures.

Tableau N°4 : Présentation des points de prélèvement

Stations	Dates de prélèvement		Heure de prélèvement	Les Coordonnées	Caractéristiques des points
S1	P1	08 /03/2015	11 h30	Latitude : 36° 57,317 N	-Le site d'étude situe près de la route.
	P2	25/04/2015	12h	Longitude : 7° 17 ,943 E	-Utilisation pour l'irrigation des champs agricoles.
S2	P1	08 /03/2015	12 h15	Latitude : 36° 57 35,94N	-La présence de végétation (zone de pâturage).
	P2	25/03/2015	13h	Longitude : 7° 16 56, 95 E	-fréquenté par les pêcheurs.

2. Les laboratoires d'analyse

Les analyses ont été effectuées dans les laboratoires suivants :

-Laboratoire de microbiologie de l'Université du 08 Mai 1945 de Guelma : les analyses bactériologiques.

- Laboratoire de contrôle des eaux ; Hammam Debagh, Guelma : les analyses physico-chimiques.

3. Les Analyse de l'eau

3.1. Les Analyse physico-chimique

3.1.1. Mesures *in situ* (Analyses préliminaires)

Pour chaque prélèvement des paramètres physicochimiques : la température, la conductivité électrique et l'oxygène dissous ont été mesurés *in situ* (sur le terrain). En effet, ces paramètres sont très sensibles aux conditions du milieu et susceptibles de varier dans des proportions importantes s'ils ne sont pas mesurés *in situ*.

3.1.1.1. La conductivité électrique

C'est l'aptitude d'une eau à mettre le passage du courant électrique. La conductivité, inverse de la résistivité, est directement liée à la teneur en minéraux dissous ionisés. Elle augmente avec la température (Mayet, 1994).

➤ Mesure de la conductivité électrique

La conductivité est mesurée *in situ* avec un conductimètre de type " Ecoscan CON5". L'électrode à conductivité est rincée avec l'eau distillée et plongée dans un récipient contenant de l'eau à analyser. Après stabilisation de l'appareil les valeurs sont notées en fonction de la température et exprimées en $\mu\text{S}/\text{cm}$.

3.1.1.2. La température

La température permet de corriger les paramètres d'analyses dont les valeurs sont liées à la température (conductivité). De plus elle mettant en évidence des contrastes de température de l'eau dans un milieu.

➤ **Mesure de la température**

La température est mesurée directement et simultanément avec la conductivité. La valeur est lue sur l'afficheur du conductimètre. Elle est exprimée en degré Celsius (°C).

3.1.1.3. L'oxygène dissous

C'est la quantité d'oxygène libre contenue dans l'eau sous forme dissoute. Elle s'exprime par sa concentration. L'oxygène dissous est un facteur écologique essentiel indispensable pour la respiration des organismes vivants aérobies (Chocat, 1997).

➤ **Mesure de l'oxygène dissous**

La teneur en oxygène dissous a été directement déterminée à l'aide d'un oxymètre portable de type " YSI 5MA". La valeur de l'oxygène dissous est affichée après immersion de l'électrode dans le flacon contenant l'échantillon. Elle est exprimée en mg/l.

3.1.2. Les analyses et dosages au laboratoire

3.1.2.1. Le pH

Le potentiel hydrogène mesure la concentration en ions H^+ de l'eau ; Il est traduit ainsi la balance entre acide et base sur une échelle de 0 à 14 ; 7 étant le pH neutre. Ce paramètre caractérise un grand nombre d'équilibre physicochimique et dépend de facteurs multiples, dont l'origine de l'eau (Drissi ,2008).

➤ **Mesure de pH**

La mesure de pH est effectuée à l'aide d'un pH mètre de paillasse étalonné à la température ambiante grâce à l'eau distillée. La mesure du pH se fait en plongeant la sonde dans l'eau. Les résultats sont affichés sur l'écran.

3.1.2.2. La minéralisation totale (TDS)

On appelle minéralisation totale ou TDS, la masse totale de minéraux dissous (cations et anions) et non dissous, chacun étant exprimé en mg/l (Mayet, 1994).

➤ **Mesure des TDS**

Les solides totaux dissous (TDS) ont été déterminés à l'aide d'un conductimètre électrique de laboratoire qui permet de mesurer également la conductivité électrique et la salinité. Ils sont exprimés en mg/l d'eau.

3.1.2.3. La turbidité

Est en relation avec la mesure des matières en suspension, elle donne une indication sur la teneur en matières colloïdales d'origine minérale ou organique (Monod, 1989).

➤ **Mesure de la turbidité**

- D'abord calibrer le turbidimètre;
- Puis, remplir une cuvette propre jusqu'au trait (30 ml) avec de l'eau à analyser en évitant la formation de bulle d'air ;
- Tenir la cuvette par le bouchon et l'essuyer avec mouchoir doux sans peluches pour retirer les gouttes d'eau et les traces de doigts ;
- Placer la cuvette dans le puits de mesure et fermer le capot ;
- Presser la touche READ;

Lire et noter le résultat affiché (Coulibaly, 2005).

3.1.2.4. La salinité

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

Le chlorure de sodium (Na Cl) n'est qu'un des très nombreux sels composant l'eau, pour la mesure de la salinité en utilise un multi-paramètre (Rejsek, 2002).

➤ **Mesure de la salinité**

La salinité ont été déterminés à l'aide d'un conductimètre électrique de laboratoire qui permet de mesurer également la salinité et la conductivité électrique.

3.1.2.5. Charge en matière organiques : demande biochimique en oxygène (DBO) et demande chimique en oxygène (DCO)

Deux méthodes permettant d'évaluer la quantité en matière organique présente dans l'eau sont généralement utilisées : la demande biochimique en oxygène (DBO) et la demande chimique en oxygène (DCO). Ces deux méthodes se basent sur la différence entre la teneur en oxygène dissous initiale et la teneur en oxygène dissous finale après oxydation de la matière organique présente dans un échantillon d'eau.

3.1.2.6. Les matières en suspension (MES)

La détermination de la matière en suspension dans l'eau s'effectue par filtration ou par centrifugation.

La méthode utilisée est la filtration sur fibre de verre où l'eau est filtrée à l'aide des filtres de *Wattman* et le poids des matières retenues par le filtre est déterminé par pesée différentielle.

Mode opératoire

- Laver le disque filtrant fibreux à l'eau distillée, le sécher à l'étuve (1 h à 105°C ou 15 min à la micro-onde à puissance moyenne) et le placer en attente dans un dessiccateur ;
- Peser le disque : M_0
- Placer le disque dans l'appareil de filtration et mettre en route le système d'aspiration ;
- Verser progressivement le volume V_e d'eau à analyser sur le disque filtrant jusqu'à ce que l'appareil de filtration se vide ;
- Rincer le récipient qui a contenu l'échantillon avec 10 ml d'eau distillée et filtrer les eaux de lavage
- Mettre le disque filtrant à sécher (1 h à 105°C ou 15 min à la micro-onde à puissance moyenne). Laisser refroidir le filtre au dessiccateur ; peser le filtre :

Expression des résultats

$$\frac{M_1 - M_0}{V} \times 1000$$

M_0 = masse du disque filtrant avant utilisation

M_1 = masse du disque filtrant après utilisation

V = volume d'eau utilisé

3.2. Analyses bactériologiques

3.2.1. Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables

Bactéries, Levures, Moisissures se développant en aérobiose, lorsque l'essai est effectué selon la méthode spécifiée.

Le principe consiste à mettre en évidence les bactéries

- Qui se développent à 22°C favorisant ainsi les germes spécifiques de l'eau.
- Et celles qui se développent à 37°C favorisant ainsi les germes issus de l'homme et des animaux à sang chaud.
- **Principe et Mode opératoire**

Il s'agit d'une technique de comptage des microorganismes après incorporation de volumes déterminés d'échantillon ou de ces dilution dans un milieu gélosé .

Lorsque seuls des ensemencements avec 1ml d'eau non diluée sont pratiqués, agiter soigneusement et de façon prolongée l'échantillon pour remettre en suspension d'une façon homogène les bactéries.

- Déposer à l'aide d'une pipette stérile, 1ml de l'échantillon d'eau à analyser dans le fond de deux boites de pétri vides.

- couler dans chaque boite 15ml de gélose TGEA à $47 \pm 1^\circ\text{C}$ en mélangeant soigneusement par rotation lente l'inoculum apporté au milieu.

- Laisser, solidifier en posant les boites de pétri sur une surface plane et horizontale.

- Retourner les boites et incuber la première boite à $36^\circ \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 24 heures et L'autre boite à $22^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 72 heures.

🔍 **Lecture**

Les colonies de microorganismes revivifiables apparaissent en masse sous formes Lenticulaires et bien distinctes, retenir les boites contenant moins de 300 colonies. Il faut qu'une boite renferme au moins 15 colonies. (Fig.9).

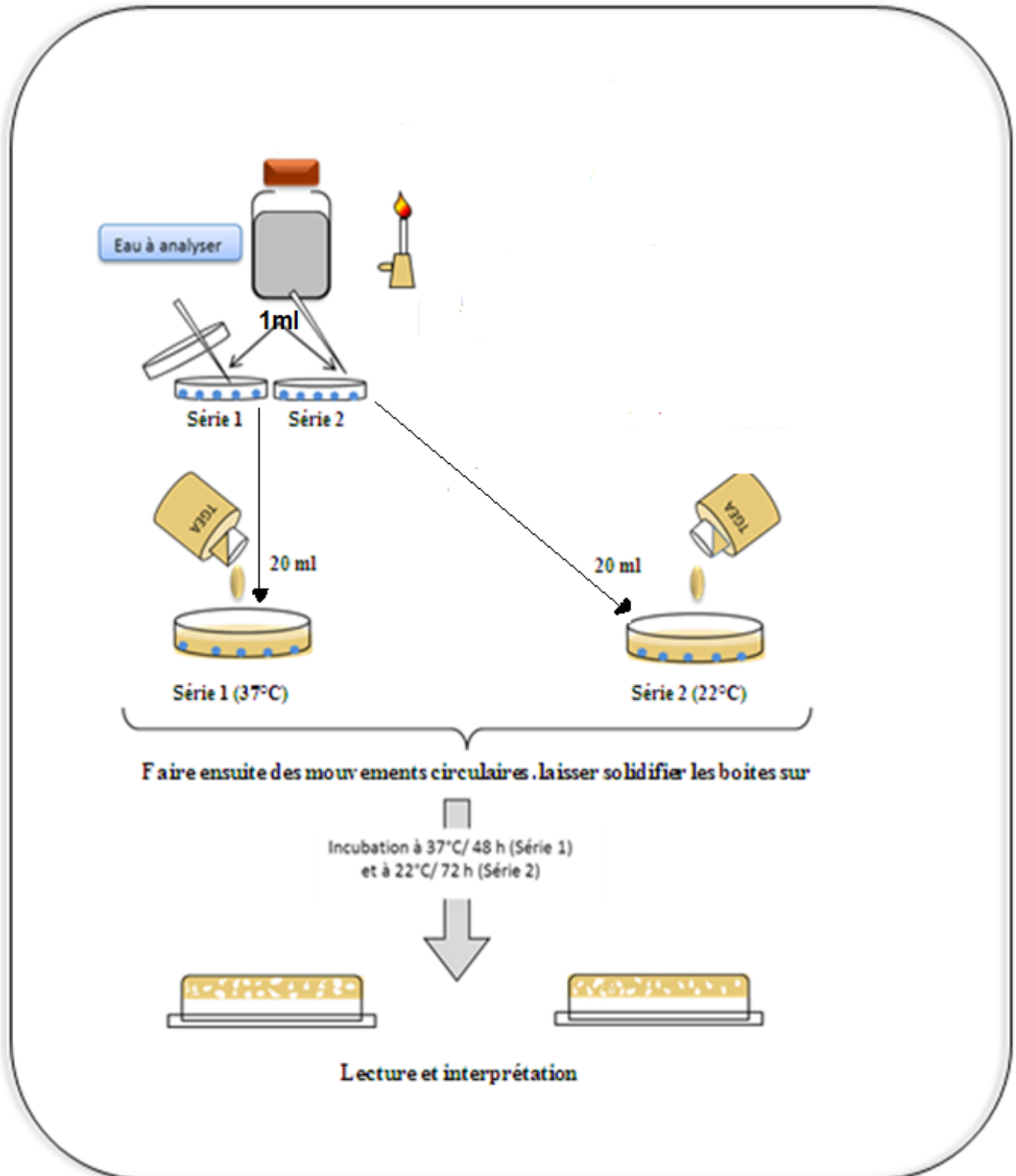


Fig.9. Recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables.

3.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux

Le terme de «coliformes fécaux» ou de «coliformes thermo-tolérants» correspond à des coliformes qui présentent les mêmes propriétés (caractéristiques des coliformes) après incubation à la température de 44 °C.

Principe et Mode opératoire

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

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

Test présomptif

On a travaillé avec 3 séries de 3 tubes :

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

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

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

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

🔍 Lecture

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

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

Tous les tubes présentant une couleur jaune et de gaz dans la cloche sont considérés comme positifs. (Fig.10).

On note le nombre de tube positifs dans chaque série et on reporte à la table du NPP le nombre de coliformes totaux dans 100 ml d'échantillon d'eau (Fig.10).

- **Teste confirmatif**

A partir de chaque tube de BCPL positif, on ensemence avec 4 à 5 gouttes le milieu eau peptonée exempté d'indole avec la cloche de Durham (fig.10).

- ✎ **Lecture**

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

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

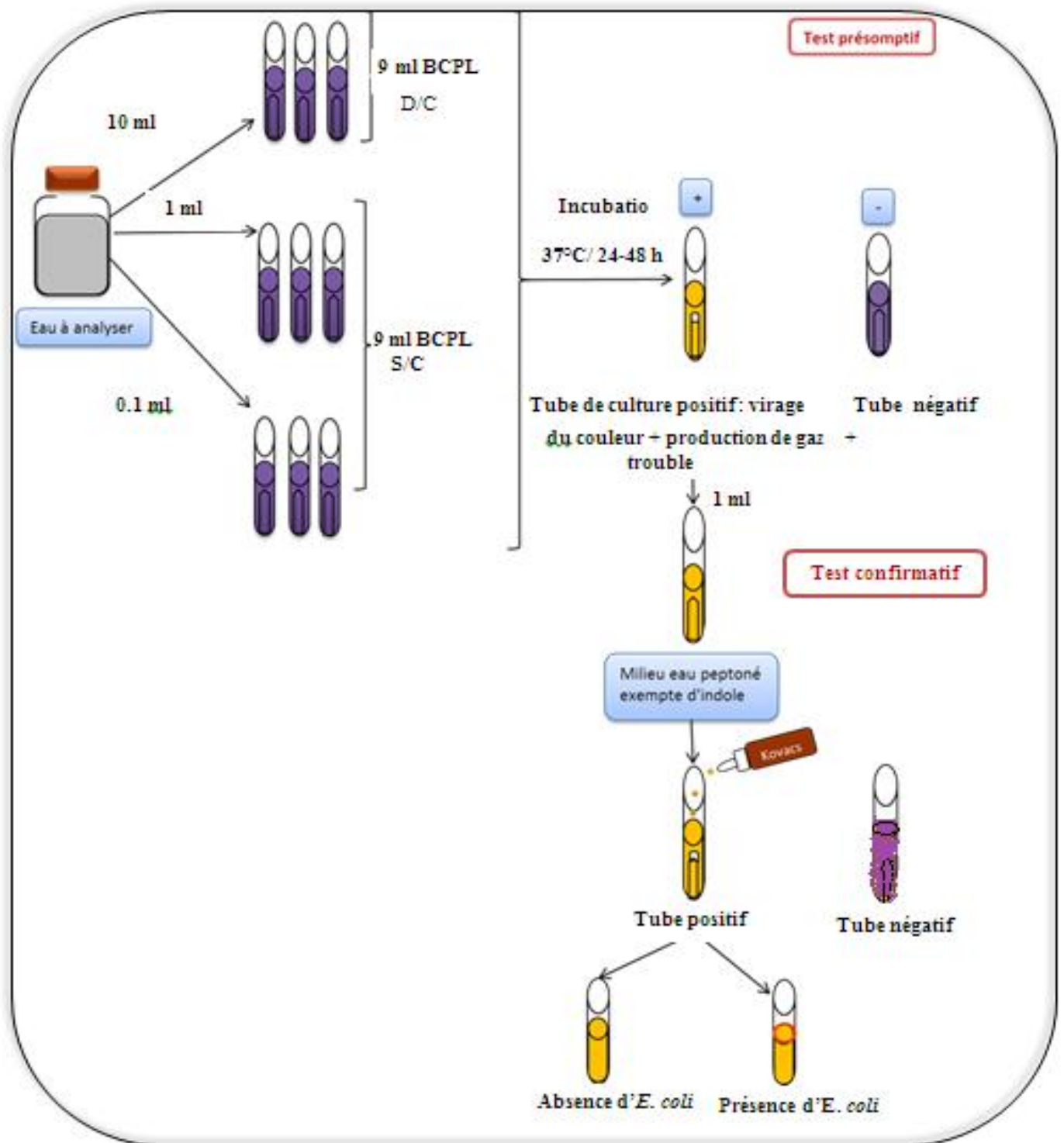


Fig.10. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et les coliformes thermotolérants.

3.2.3. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

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

Principe et Mode opératoire

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

- Le test de présomption : réservé à la recherche des streptocoques.
- Le teste de confirmation : réservé à la confirmation réelle des streptocoques du groupe «D». (Fig.11)

Test présomptif

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

Test confirmatif

L'apparition d'un trouble microbien confirme la présence d'un streptocoque fécal. Parfois, la culture s'agglomère au fond du tube en fixant le colorant et en formant une pastille violette de signification identique à celle du trouble [Rodier et *al*, 2009].

✎ Expression des résultats

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

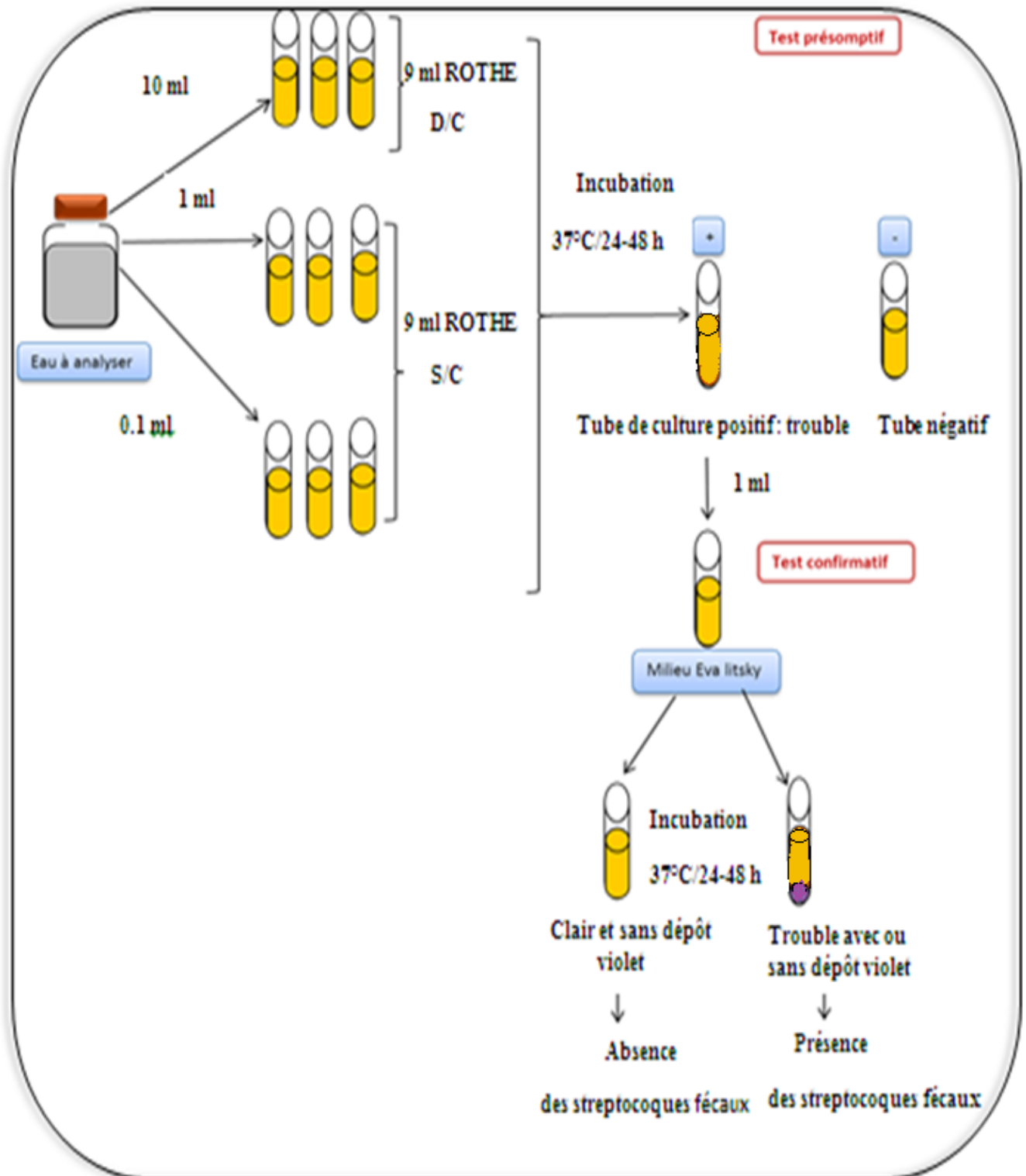


Fig.11. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux en milieu liquide.

3.2.4. Dénombrement des anaérobies sulfite réducteurs (ASR) Principe

- A partir de l'eau à analyser ,prendre environ 25 ml dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 80° C pendant 8 à 10 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes.
- Après chauffage, refroidir immédiatement le tube en question.
- Répartir ensuite le contenu de ce tube, dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 20 ml de gélose Viande Foie, fondue, additionnée de 4 gouttes d'Alun de fer et de 1 ml de Sulfite de sodium, laissée à refroidie.
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant la formation des bulles d'air et en évitant l'introduction d'oxygène.
- Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 37°C, pendant 24 ,48 et 72 heures. (Fig. 12)

Lecture

La première lecture doit absolument être faite à 16 heures. Il est donc impératif de repérer et de dénombrer tous les halos noirs poussant en masse et de rapporter le total des colonies à 20 ml d'eau à analyser (LEBRES, 2006).

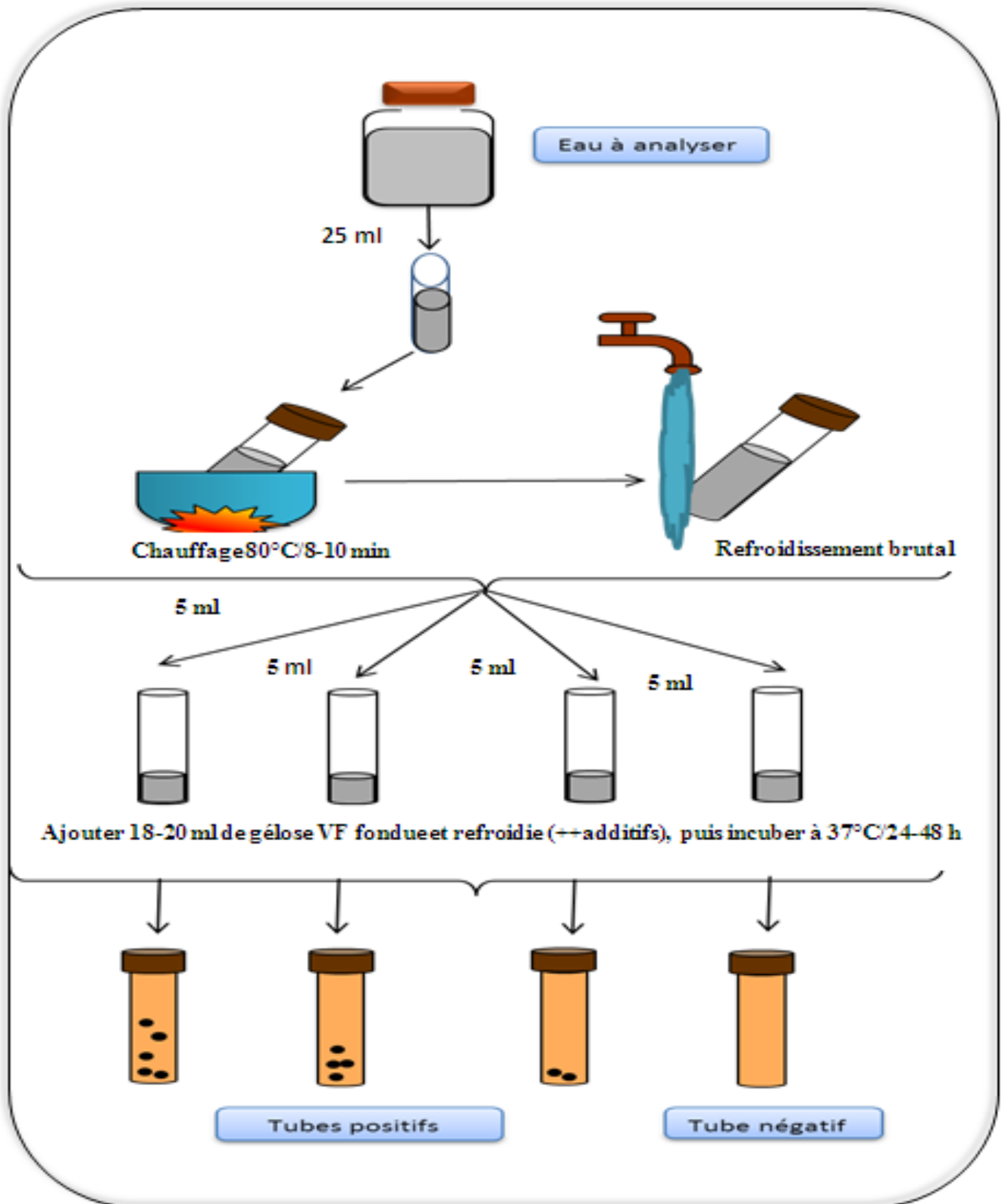


Fig.12. Dénombrement des bactéries anaérobies sulfite réducteurs (ASR).

3.2.5. Recherche des germes pathogènes

3.2.5.1. Sur milieu Chapman

- **Principe**

A cause de la présence du mannitol dans le milieu Chapman on peut identifier la présence des staphylocoques pathogènes (*S. aureus*) et quelques streptocoques et pour cela il faut ensemencer à l'aide d'une anse de platine le milieu Chapman à partir de l'eau à analyser.

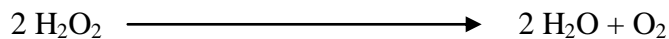
- **Lecture**

Le milieu Chapman est un milieu d'orientation, la présence de colonies jaunes indique qu'il existe probablement un staphylocoque pathogène en l'occurrence *S.aureus* c'est pourquoi il faut faire d'autres tests pour confirmer le résultat.

- **Teste catalase**

- **Principe**

Les *S. aureus* sont des bactéries catalase+ c'est pourquoi avec l'eau oxygénée (H_2O_2) il forme des bulles de gaz selon la réaction : **(Joffin et al, 2001)**.



- ✎ **Lecture**

La formation de bulle de gaz sur la lame en contact avec l'eau oxygénée indique que la bactérie est catalase+ **(Délarras, 2008)**.

- **Test de staphylocoagulase**

- **Principe**

Une colonie est déposée dans un milieu de culture cœur-cerveille à 37° C pendant 24 h ensuite 0.1 ml du milieu est ajouté au sérum de lapin oxalate est incubé à 37° C pendant 24 h.

- ✎ **Lecture**

Le test est positif lorsque la bactérie forme une agglutination avec le sérum sanguin de lapin occupant $\frac{3}{4}$ le volume on dit alors que la bactérie est staphylocoagulase+ **(Bourgeois et al, 1980 ; Délarras, 2008)**.

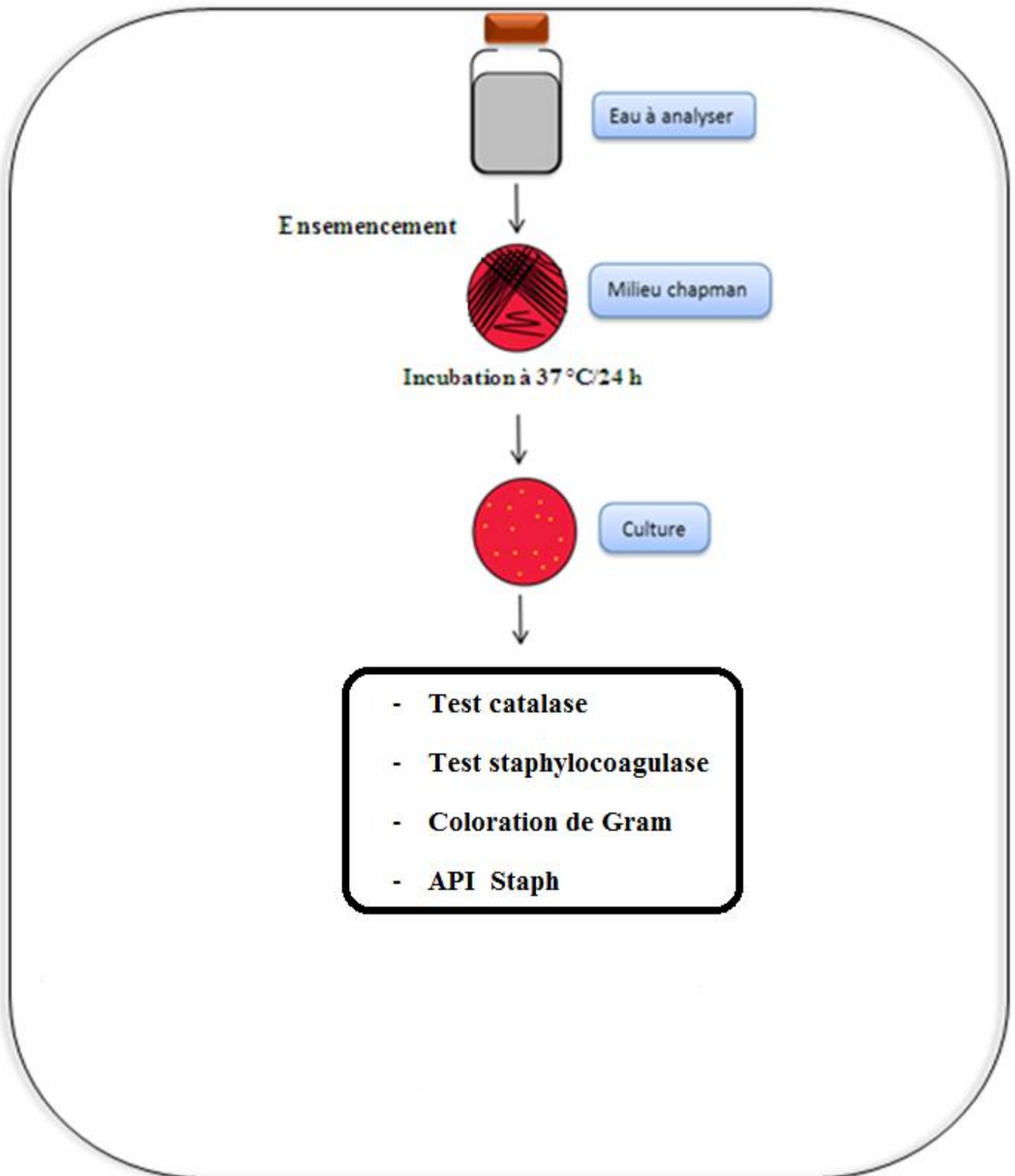


Fig.13. Recherche et identification des Staphylocoques (*S.aureus*).

3.2.5.2. Recherche des salmonelles

Les salmonella sont des entérobactéries qui se présentent sous forme de bacilles Gram (-), ne fermentant pas le lactose mais du glucose avec production de gaz et de H₂S [Pechère et al. 1982].

Mode opératoire

L'isolement des salmonella réalisent en passant par deux étapes d'enrichissement (fig.14).

Premier Enrichissement

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

Deuxième enrichissement et isolement

Ce flacon fera l'objet :

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

✂ Lecture des boîtes et Identification

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

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

- Ensemencement d'un tube de Kligler-Hanja ou TSI qui sera incubé à 37°C, 24 h (Lactose, Saccharose, Glucose, Gaz et H₂S) [Camille D, Trébaol B, 2003].
- Identification biochimique par l'API20E.

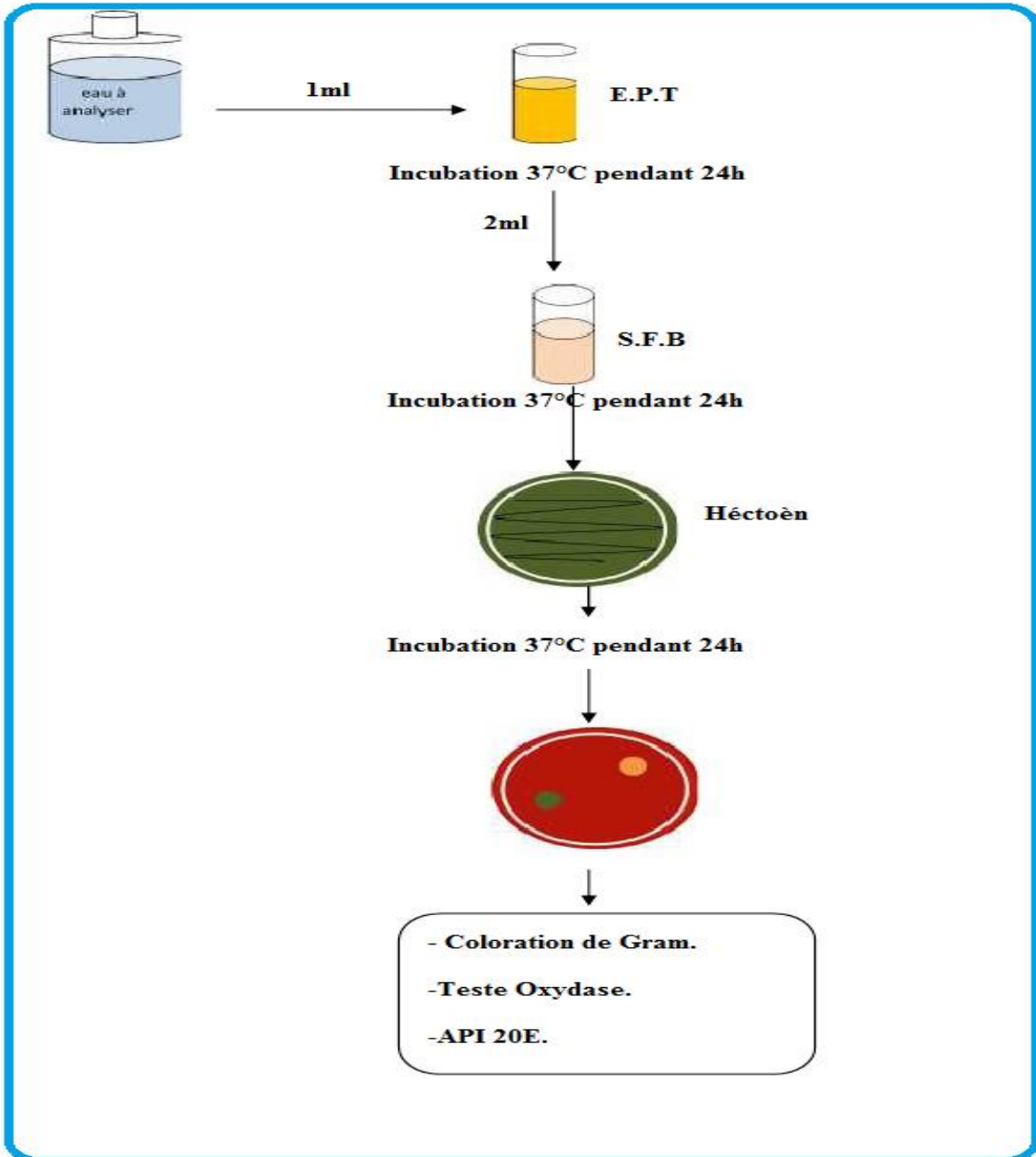


Fig.14. Recherche et identification des Salmonelles.

3.2.5.3. Recherche du *Vibrio cholérique*

Enrichissement du vibron cholérique

A partir de l'eau à analyser additionner 1 ml dans un tube d'eau peptone alcaline.

Incuber à 37° C pendant 6 h.

Isolement du vibron cholérique

A l'aide d'une anse de platine prélever une goutte à la surface du milieu eau peptone alcaline.

-Étaler cette goutte par des stries sur la surface du milieu GNAB.

-Incuber à 37° C pendant 24 h. (Fig.15)

Identification du vibron cholérique

Les colonies caractéristiques d'un *V. cholerae* sur GNAB subissent une observation à l'état frais ensuite une coloration de Gram suivie d'un test catalase et un test oxydase.

Teste oxydase

Principe

Sur une lame propre et stérile déposer un disque d'oxydase ensuite préparer une suspension bactérienne à partir de la colonie voulue et déposer une goutte de la suspension sur le disque.

Lecture

Considère comme oxydase + toutes colonies qui changent la couleur du disque en violet.

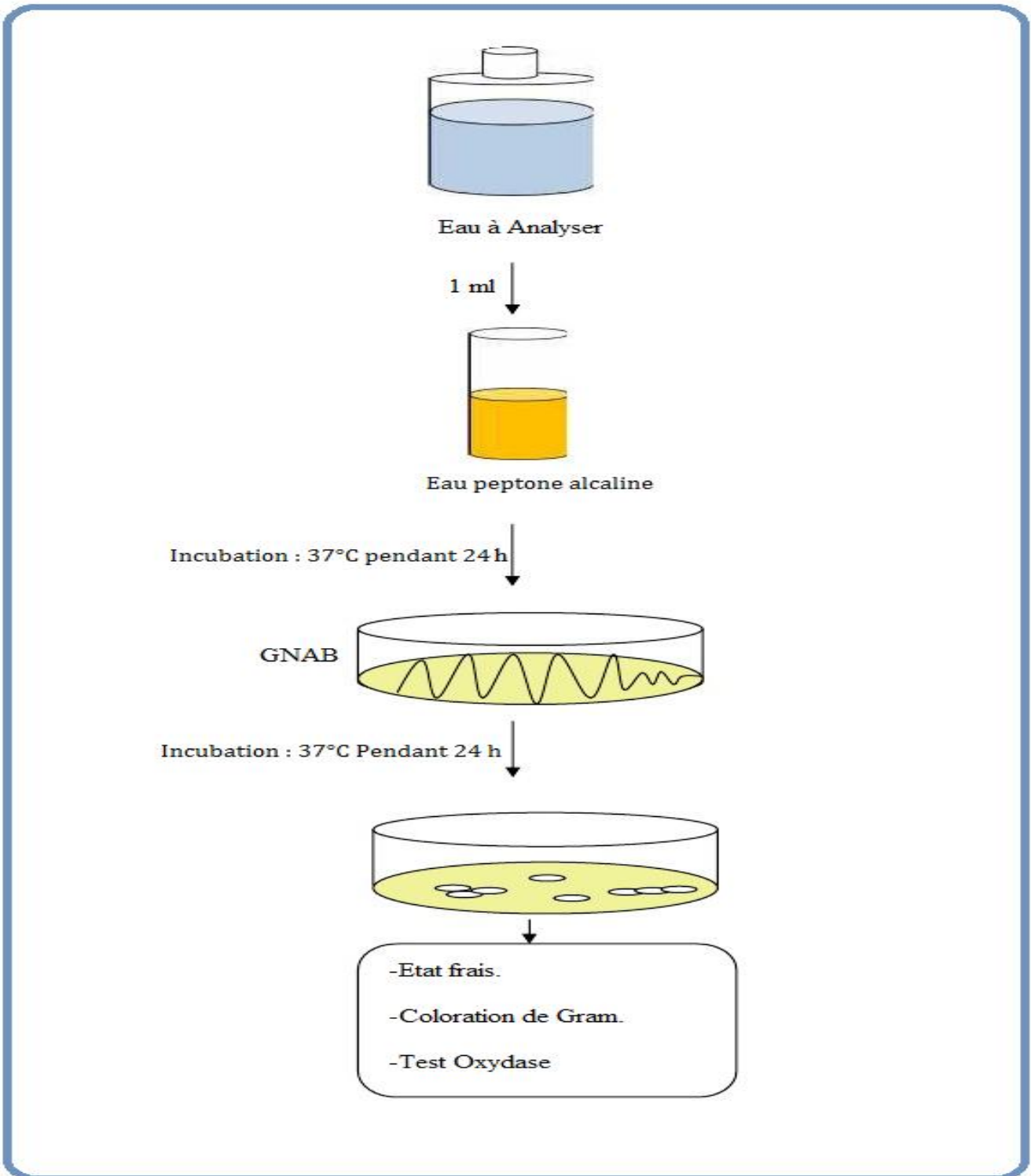


Fig.15. Recherche des *Vibrio cholérique*.

3.2.5.4. Recherche des Pseudomonas

Principe

A l'aide d'une anse de platine en ensemence notre eau a analyse par des stries a la surface d'un milieu de culture King A ensuite un milieu de culture King B est on incube les milieux a 37° C pendant 24 h. (Fig.16)

Lecture

- Deux examens microscopiques sont effectués : l'examen direct entre lame et lamelle (il permet d'observer la mobilité des germes) et la coloration de Gram.
- Recherche de la pyocyanine : pigment bleu caractéristique de *Pseudomonas aeruginosa* responsable de la teinte bleue intense des milieux de culture : sa production est favorisée sur milieu de King A.
- Recherche de la pyoverdine : présente une teinte vert fluorescent (*P. fluorescence*) est souvent masquée par la pyocyanine, sa production est maximale sur milieu de King B (**Pilet et al, 1987**).

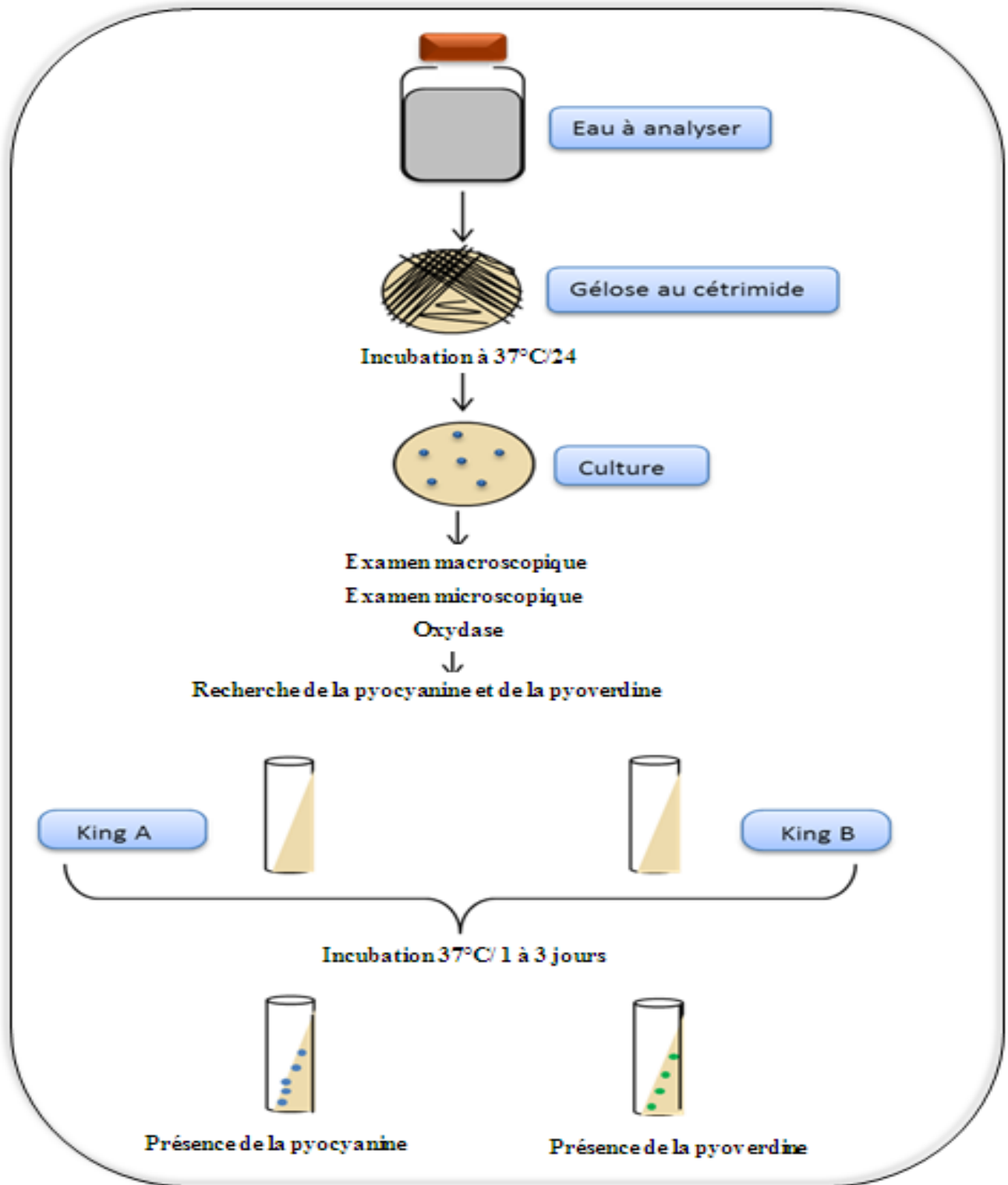


Figure.16. Protocole de recherche de *Pseudomonas*.

4. Tests d'identifications complémentaires

4.1. Teste oxydase



Principe

Sur une lame propre et stérile dépose un disque d'oxydase ensuite prépare une suspension bactérienne a partir de la colonie voulue et déposer une goutte de la suspension sur le disque.

Lecture

Considère comme oxydase + toutes colonies qui changent la couleur du disque en violet.



Tableau N°5 : Les caractères de test d'oxydase.

Techniques	Caractères recherchés	Résultats	Aspect du test négatif
-Sur une lame propre et stérile dépose un disque d'oxydase ensuite prépare une suspension bactérienne a partir de la colonie voulue et déposer une goutte de la suspension sur le disque.	-La phénylène diamine oxydase.	- Si la colonie reste incolore, le germe ne possède pas d'oxydase : le test est négatif . -Si la colonie prend une teinte rose, violette. Le germe possède une oxydase : le test est positif .	
			Aspect du test positif
			

4.2. Test catalase

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

Tableau N°6 : Les caractères de test de catalase.

Techniques	Caractères recherchés	Résultats	Aspect du test négatif
-Sur une lame propre et sèche déposer une goutte d'eau oxygénée à 10 volumes, -A l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée, ajouter l'inoculum. -Observer immédiatement.	-La catalase : Ce test est à la base de l'identification des bactéries Gram +.	-Pas de bulles : catalase (-) Apparition de bulles, dégagement gazeux de dioxygène : catalase (+)	
			Aspect du test positif 

4.3. Identification morphologique

Examen macroscopique

Ce test vise à avoir la taille, l'aspect, le contour, la surface, l'élévation et la couleur des colonies sur les boîtes de Pétri après incubation à 37 °C pendant 24 h.

Examen microscopique (Coloration de Gram)

L'examen de préparation microscopique révélé par la coloration différentielle de Gram permet de faire la distinction entre les bactéries Gram + et les bactéries Gram – et de connaître le mode de regroupement et la morphologie des bactéries.

Principe

Le violet de Gentiane se fixe sur des composants cytoplasmiques et colore toutes les bactéries en violet. Chez les bactéries à Gram -; la paroi riche en lipides laisse passer l'alcool qui décolore le cytoplasme alors que chez les bactéries à Gram +, la paroi constitue une barrière imperméable à l'alcool et le cytoplasme demeure coloré en violet.

🔍 **Technique**

✓ **Préparation du frottis bactérien**

Ajouter une goutte d'eau distillée stérile sur une lame propre, puis grâce à l'anse de platine stérile prendre une colonie bactérienne à partir de la culture sur les milieux précédents. Mélanger avec la goutte d'eau distillée avec passage rapide sur la flamme du bec Benzène.

- ✓ **Coloration simple** : Recouvrir le frottis par le violet de Gentiane ; laisser agir une minute.
- ✓ **Fixation et mordantage** : Verser le Lugol et le laisser agir pendant une minute.
- ✓ **Décoloration** : Laver la lame avec l'alcool éthylique jusqu'à ce que le colorant cesse de s'échapper librement du frottis puis rincer à l'eau courante.
- ✓ **Recoloration** : Verser quelques gouttes de Fuschine basique et laisser agir pendant 30 secondes, Rincer à l'eau.
- ✓ **Séchage** : Laisser la lame sécher puis ajouter une petite goutte d'huile de cèdre et examiner avec un microscope optique à l'objectif à immersion (grossissement x 100) (Ferron, 1983; Singleton, 2002).

🔍 **Lecture**

L'observation microscopique des frottis montre qu'il y a deux grandes catégories de bactéries :

- Les bactéries "Gram positifs" qui garde leur coloration violette après décoloration par l'alcool.
- Les bactéries "Gram négatifs" décolorées par l'alcool sont teintées par la fuschine et apparaissent roses (Boulaahbal, 2002).

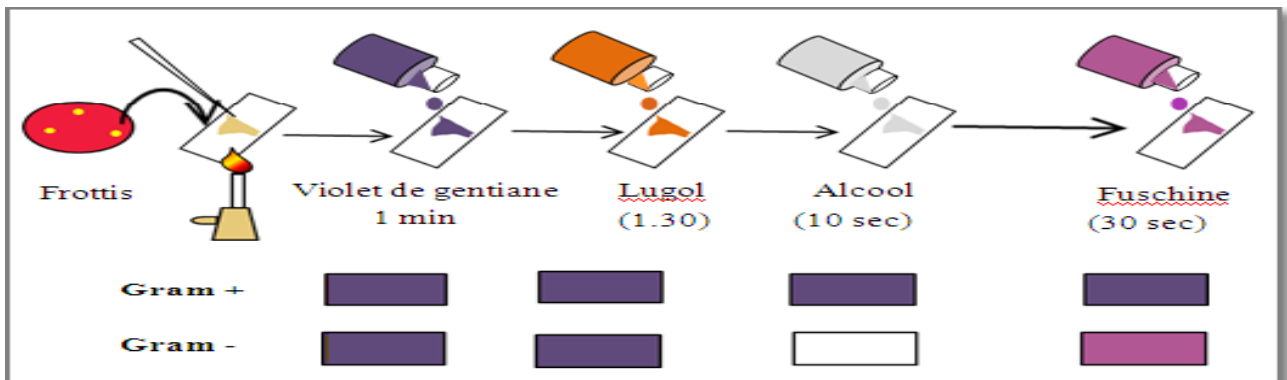


Fig.17. Procédure de la coloration de Gram

4.4. Etude des caractères biochimiques par la galerie API systèmes

4.4.1. La galerie biochimique Api 20 E

Il s'agit d'une galerie de 20 microtubes prêts à l'emploi permettant d'identifier des bacilles Gram - appartenant à la famille des Enterobacteriaceae utilisant 20 tests biochimiques standardisés et miniaturisés.

🔍 Principe

La galerie APi 20 E comporte 20 microtubes contenant des substrats sous forme déshydratés. Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se produisant par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.



Fig.18. Schéma de la galerie Api 20 E

🔍 Technique

❖ Préparation de l'inoculum.

-Prélever à l'aide d'une anse de platine une seule colonie bien isolée.

-Réaliser une suspension bactérienne en homogénéisant soigneusement les bactéries dans 5 ml d'eau distillée stérile.

❖ Inoculation de la galerie

-Humidifier le fond de la galerie APi 20 E avec de l'eau distillée;

-Inoculer tous les tubes de la galerie avec la suspension bactérienne;

-Remplir toutes les cupules des tests : CIT, VP, GEL et créer une atmosphère anaérobie dans les tests : ADH, LDC, ODC, URE et H₂S en remplissant leurs cupules avec l'huile de paraffine.

-Refermer la boîte d'incubation et incuber à 37 °C pendant 18 à 24 heures (API SYSTEM, 1982; Delarras, 1998)

🔍 **Lecture et identification**

Reporter sur la fiche d'identification tous les résultats spontanés. Vérifier si le test glucose est positif et/ou si trois tests ou plus sont positifs. Révéler les tests nécessitant l'addition ou l'ajout de réactifs.

- Tests VP : ajouter une goutte de réactifs VP1 et VP2. Attendre au minimum 10 minutes. Aucun virage de couleur n'indique une réaction négative.
- Test TDA : ajouter une goutte de réactif TDA le non virage de couleur qu'indique que la réaction n'est négative.
- Test IND : ajouter une goutte de réactif de Kowacs la non formation d'anneau rouge indique une réaction négative.

La lecture se fait à l'aide du tableau d'identification Api20 E après avoir calculer et déduire le nombre caractéristique de 7 chiffres qui sera lu directement du codeur galerie Api 20 (Leyral et Joffin, 1998).

4.4.2. La galerie API Staph

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

❖ **La préparation de l'inoculum**

- Réaliser une pré-culture sur gélose Chapman
- Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule API Staph Medium.

❖ **Inoculation de la galerie**

- Introduire la suspension dans les tubes de la galerie en évitant la formation de bulles.
- Pour les caractères ADH, URE, remplir les cupules d'huile de paraffine.
- Incuber 24 heures à 37°C [Aberkan M, Harkat R, Mkhalfi M, 2011].

🔍 **Lecture de la galerie API Staph**

- Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au Tableau de Lecture.

Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs.

3.3. Les analyses phytoplanctoniques

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

L'échantillon de phytoplancton est fixé sur le terrain à l'aide d'une solution de Lugol Alcalin afin d'obtenir une concentration finale d'environ 0,5 % dans l'échantillon, soit environ 8 gouttes pour 100 ml (ou 2,5 ml pour un flacon de 500 ml). Cette concentration finale peut s'apprécier à la couleur brun clair, orangée.

À partir des échantillons d'eau brute fixés au Lugol, un sous échantillonnage de 25 ml a été réalisé après agitation et homogénéisation, on la laisse se sédimenter dans une éprouvette graduée pendant 24 h, on garde que 5ml se trouvent en bas et qui présente le sous échantillon, et on se débarrasse du reste, et à partir de cette petite quantité on fait notre analyse quantitative et qualitative en même temps selon La méthode de comptage [D'utermohl ,1958].

Analyse qualitative

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

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

3.3.1. Identification des espèces

L'identification des taxons est basée sur l'observation des caractères morphologiques (formes, taille, couleur....) anatomique (disposition des chloroplastes, flagelles...) et à l'aide des clés de détermination. La détermination taxonomique des diatomées a été faite grâce aux travaux D'abord de Sournia (1968), puis de Compere (1991) et de Krammer et Lange-Bertalot (1986-2000).

3.3.2. Diversité globale

- **Richesse spécifique**

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

Résultats et discussion

1. Résultats et discussion des analyses physico-chimiques Mesurés in situ

1.1. La température

Elle est nécessaire pour déterminer les équilibres chimiques entre les diverses espèces en présence tel les ions et les molécules non dissociées (Rodier, 1984).

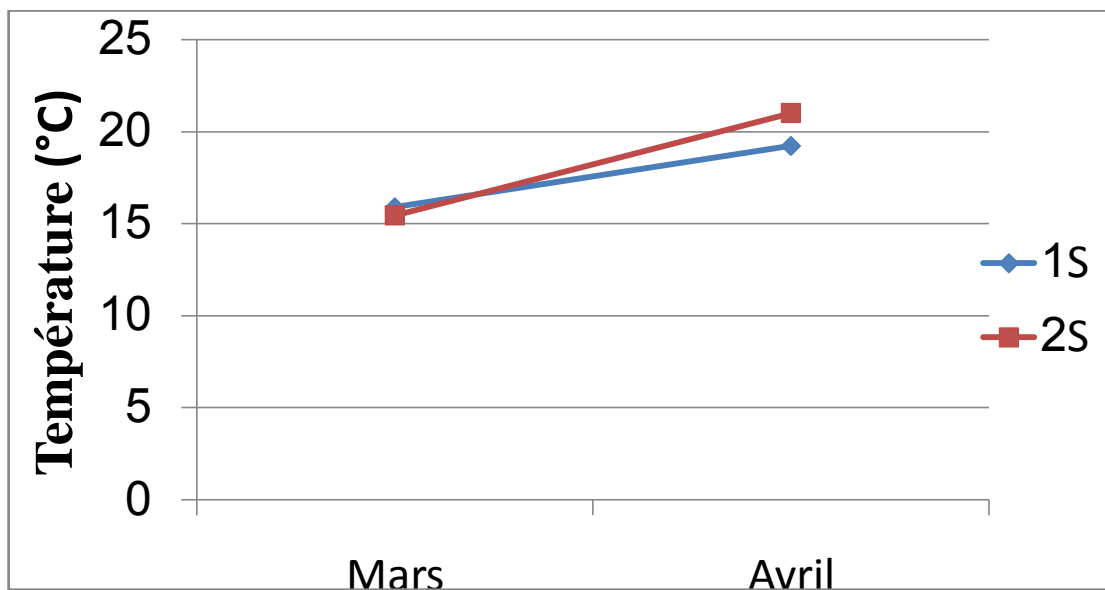


Fig.19. Variations de la température de l'eau de Garaet bni m'hamed

L'étude de la figure.19 montre que les eaux ont des températures qui fluctuent entre une valeur minimale de l'ordre 15,45°C enregistrée durant le mois de Mars (au niveau de la station 2) et une valeur maximale de l'ordre de 21°C pendant le mois d'Avril (dans le site 2). Ces fluctuations sont généralement temporelles.

La température des eaux varie de plusieurs degrés pendant le transit en réseau. Les variations saisonnières de température affectent les eaux, surtout quand elles sont d'origine superficielle. En plus de favoriser le développement de goûts et odeurs désagréables, une température élevée accélère la plupart des réactions physico-chimiques et biologiques dans les réseaux et influence la croissance bactérienne.

1.2. Le PH

Le pH doit être compris entre 5 et 9 pour permettre un développement normal de la faune et de la flore. Pour un pH inférieur à 4,5 ou supérieur à 10, une toxicité pour les organismes vivants est à noter.

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

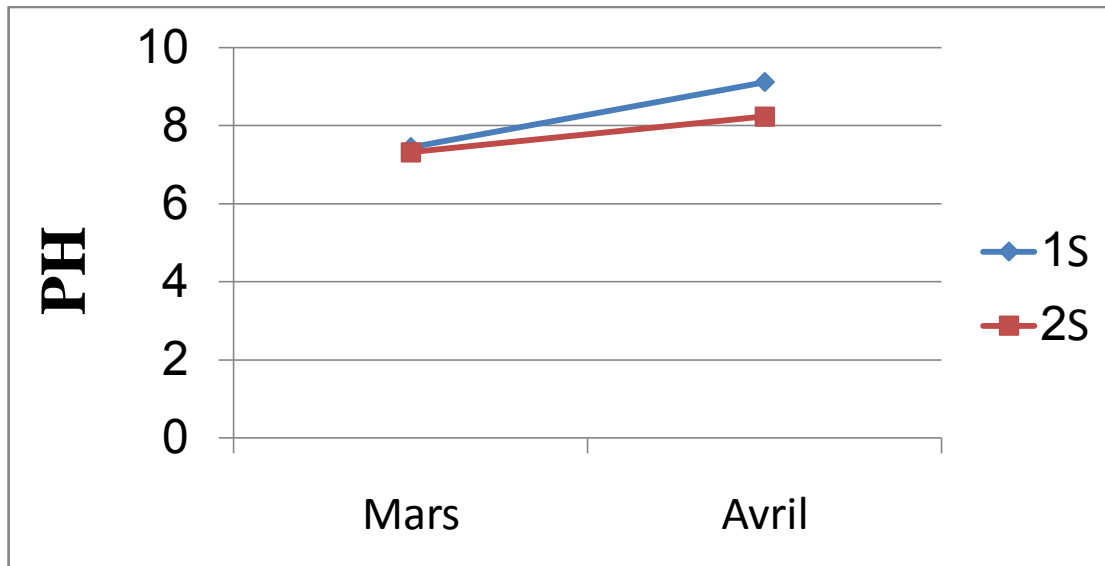


Fig.20. Variations du pH de l'eau de Garaet bni m'hamed

Les valeurs de pH mesurées durant toutes les campagnes de prélèvements montrent que toutes les valeurs s'échelonnent entre 7.32 et 9.12 (Fig.20), ce qui indique d'une manière générale que l'eau permet un développement normal de la faune et de la flore.

1.3. La conductivité électrique

La conductivité électrique nous renseigne avec une bonne approximation sur la charge minérale des eaux ainsi que sur leur salinité. Elle est proportionnelle au degré de minéralisation (teneur globale en éléments minéraux généralement ionisés) et varie en fonction de la température. Cependant, il est impératif de signaler que l'accroissement de la conductivité est aussi relatif aux quantités de rejet de sels suite aux activités agricoles (Bensaci, 2007; Amira, 2008). La mesure de la conductivité électrique permet d'évaluer rapidement la minéralisation globale (Sayad, 2008).

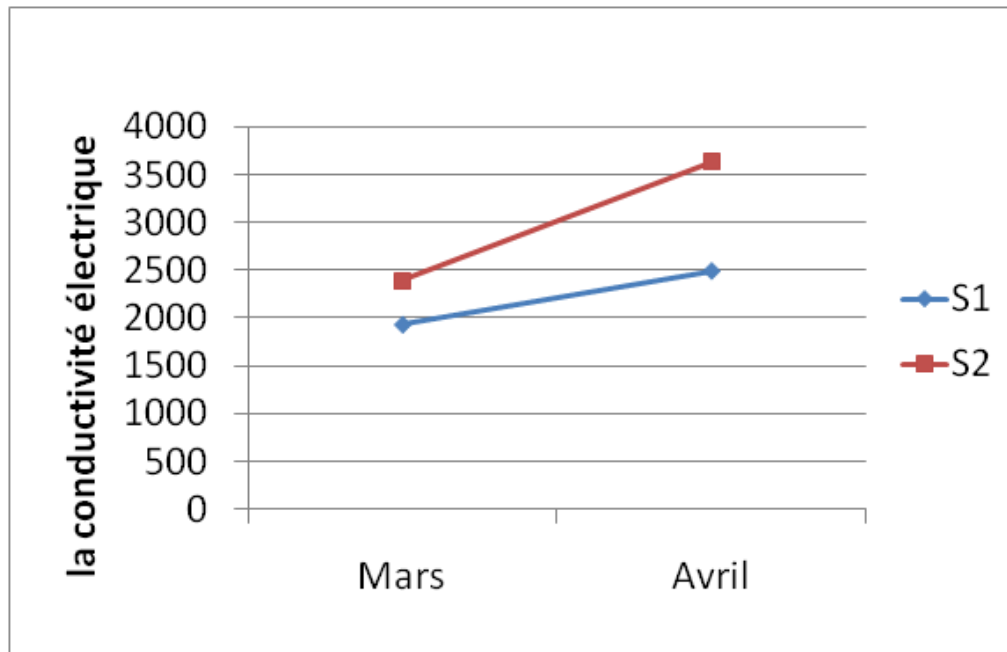


Fig.21. Variations de La conductivité électrique l'eau de Garaet bni m'hamed

La conductivité du l'eau du lac durant le mois de mars varie entre 1930 et 2399 respectueusement dans les stations 1et2 et entre 2490 et 3640 respectueusement dans les stations 1et 2 durant le mois d'Avril ceci est due à l'augmentation de la T° qui entraine l'évaporation de l'eau et donc l'augmentation de la salinité de l'eau.

Selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la conductivité (Agrigon, 2000).laqualité d'eau est médiocre.

1.4. L'oxygène dissous

L'oxygène dissous mesure la concentration du dioxygène dissous dans l'eau (Rodier, 1984) il participe à la majorité des processus chimiques et biologiques en milieu aquatique.

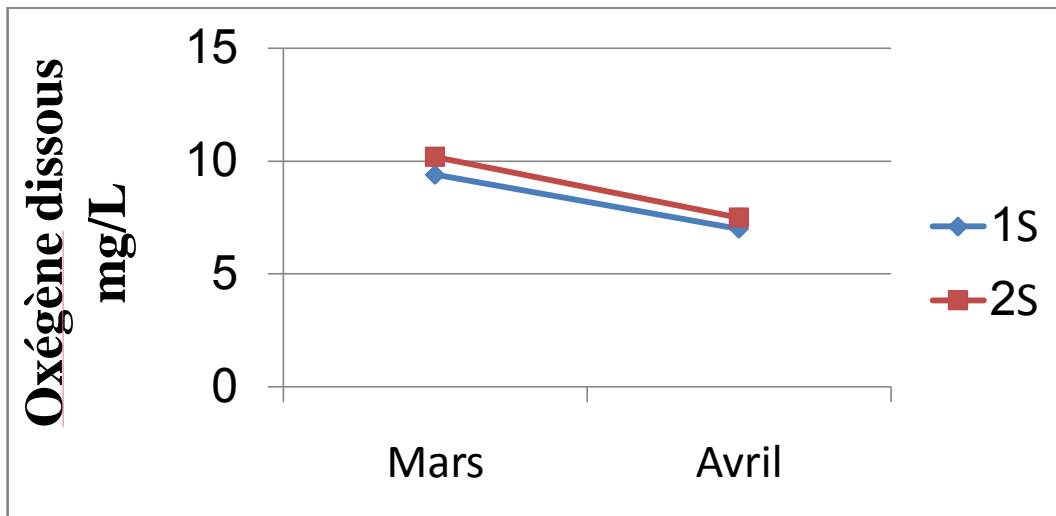


Fig. 22. Variations de teneur L'oxygène dissous de l'eau de Garaet bni M'hamed

Selon les résultats enregistrés durant notre période d'étude (Fig.22), la teneur de l'oxygène varie entre 7 à 10.19 mg /L durant les deux mois, selon la grille d'appréciation de la qualité des eaux en fonction de l'oxygène dissous, l'eau de cette Garaea est de qualité normale.

2. Résultats des analyses et dosages au laboratoire

2.1. La minéralisation totale (TDS)

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

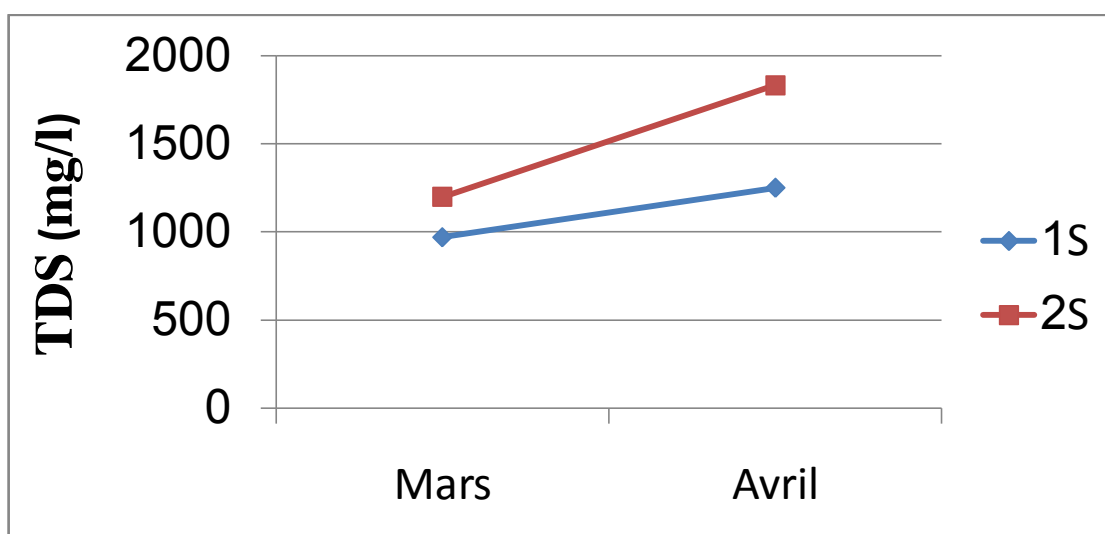


Fig. 23. Variations de La minéralisation totale de l'eau de Garaet bni m'hamed

Ils sont constitués essentiellement par les produits minéraux dissous. Ces corps dissous ont pour origine :

- Le lessivage naturel des roches de caractéristiques géologiques différentes;
- L'apport des eaux usées des villes et des unités industrielles.

Selon la figure.23, on constate qu'il y a une variation temporelle. La valeur maximale est enregistrée pendant le mois d'Avril au niveau du site 2 (1833 mg/l) alors que le minimum noté dans le mois de Mars au niveau du site 1 (972mg/l). Ceci indique qu'eaux et très mauvaise.

2.2. La turbidité

La turbidité est un paramètre organoleptique et une expression des propriétés optiques d'une eau à absorber ou/et à diffuser la lumière.

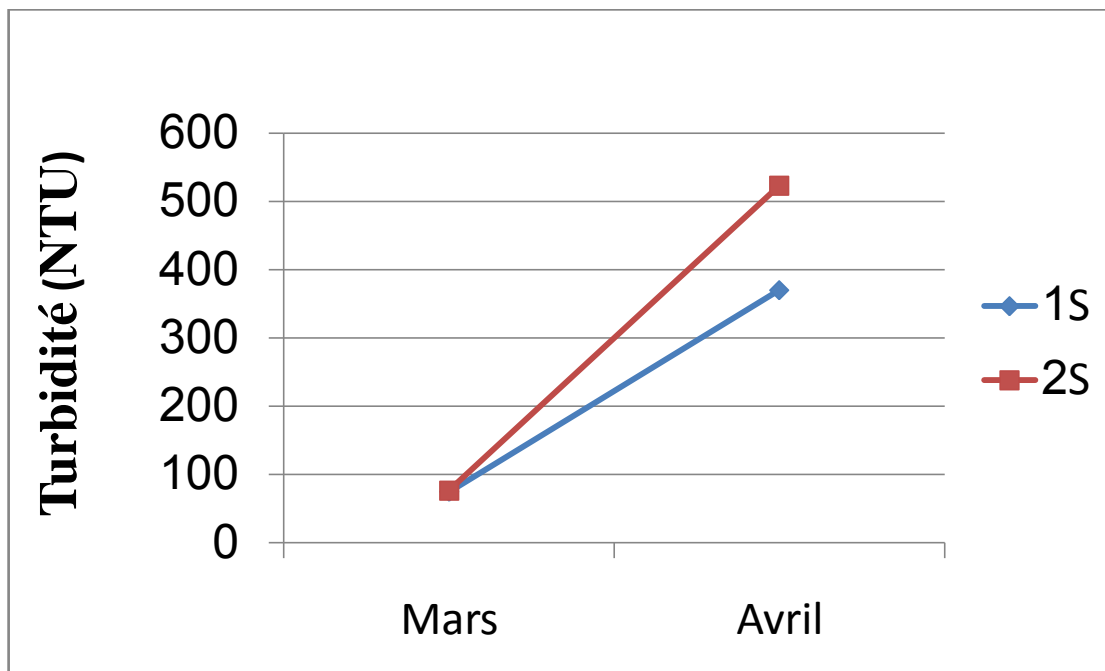


Fig.24. Variations de La turbidité de l'eau de Garaet bni m'hamed

Les valeurs de la turbidité entre 74.4 et 370 dans le site1, entre 76.4 et 523 au niveau du site 2.

La turbidité d'une eau est due à la présence des MES finement divisées : argiles, limons, grains de silice, matière organique etc..... Le graphique de la variation montre un pic de turbidité au niveau de la retenue pendant le mois d'Avril. L'eau de ce lac est classé

Excessivement polluée selon la Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la turbidité.

2.3. La salinité

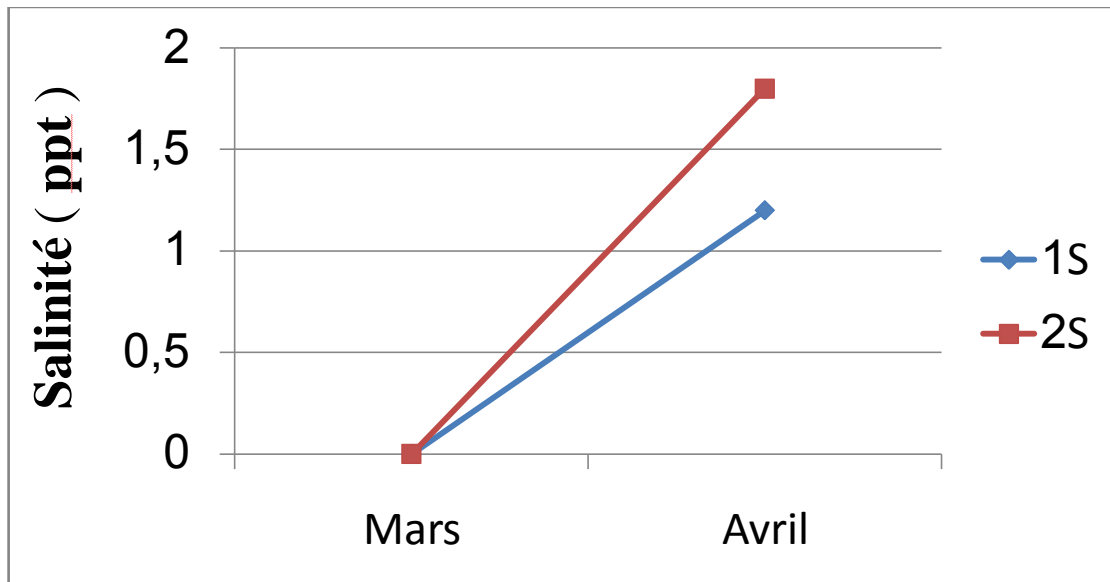


Fig.25. Variations de La salinité de l'eau de Garaet bni m'hamed

L'augmentation de la salinité au mois d'avril est due à l'assèchement de la Garaet.

2.4. Matières solides en suspension

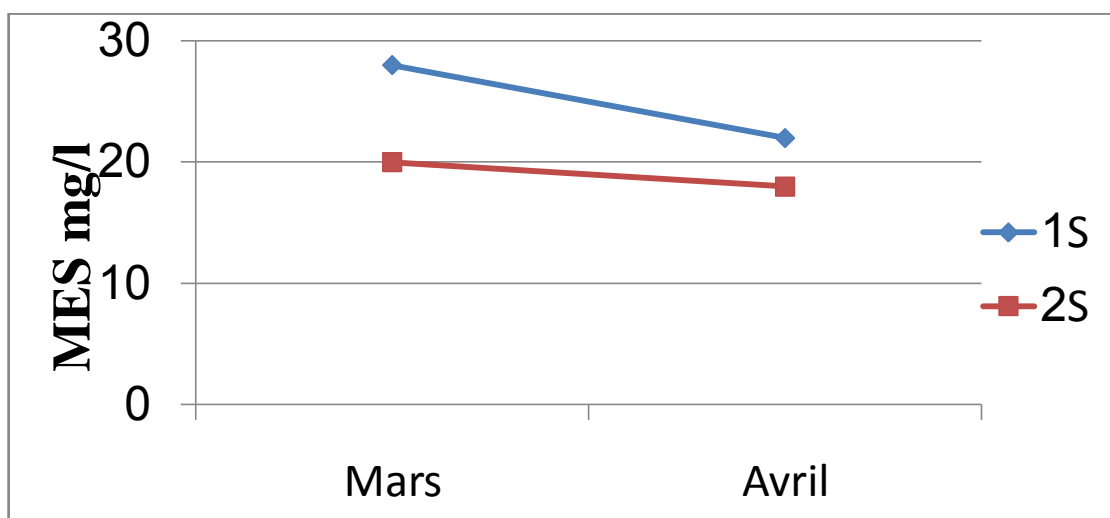


Fig.26. Variations de Matières solides en suspension de l'eau de Garaet bni m'hamed

La figure(26) illustrent les variations de teneurs des matières solides en suspension L'analyse des matières solides en suspension permet de connaître la quantité de matières non dissoutes présente dans un échantillon la Variations de Matières solides en suspension de l'eau de Garaetbni m'hamed est comprise entre 39mg/L et 62mg/L. Les MES biodégradables contribuent de façon significative à la demande en oxygène et occasionnent la diminution de la concentration en oxygène dissous dans le milieu aquatique.

2.5. Charge en matières organiques

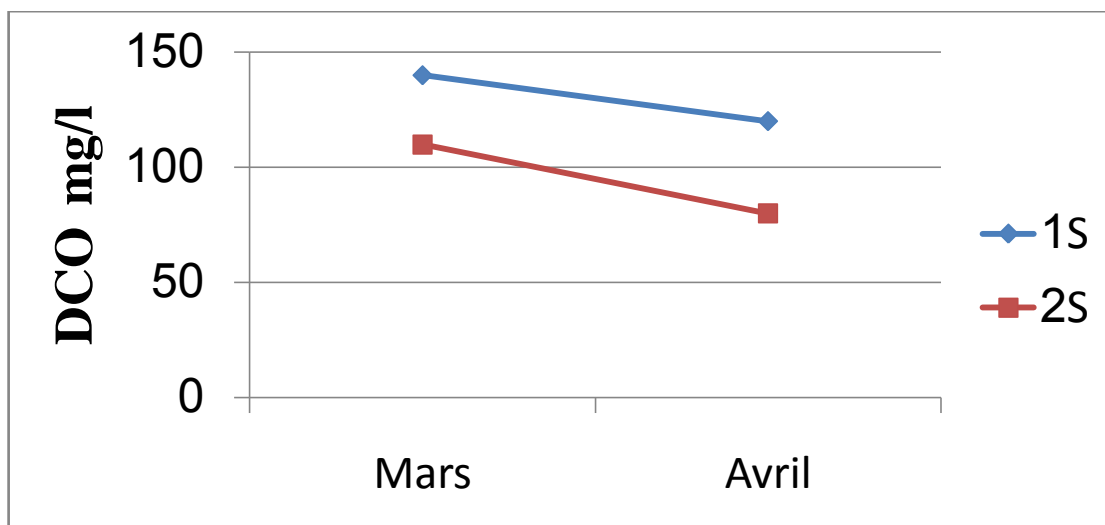


Fig.27.Variations de La DCO de l'eau de Garaet bni m'hamed

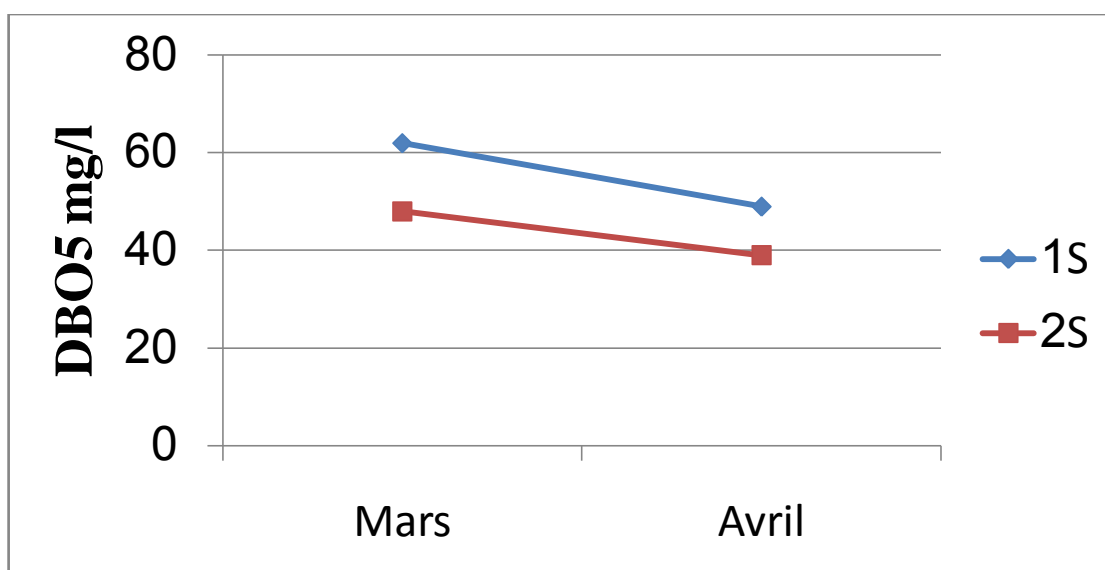


Fig.28.Variations de La DBO 5 de l'eau de Garaet bni m'hamed

Les Figures. 27 et 28 renseignent sur les variations de la DBO5 et celles de la DCO en fonction des points de prélèvement.

L'oxydation des composés organiques biodégradables par les microorganismes entraîne une consommation de dioxygène (O₂). La mesure de cette demande en oxygène permet d'évaluer le contenu d'une eau en matières organiques biodégradables, donc son degré de pollution ou sa qualité.

La DBO5 de l'eau du Garaetbni m'hamed est comprise entre 39mg/L et 62mg/L et ces teneurs varient en fonction des saisons. Pour ce qui est de la valeur de la DCO, elle est largement supérieure comprise entre 80 mg/L et 140mg/L. Cela montre une pénurie d'oxygène dans ces milieux. Lorsque nous savons que l'oxygène est indispensable à la vie, on doit se poser beaucoup de questions sur le devenir de ce plan d'eau. Cette valeur élevée de la DCO correspond à une forte teneur de matière organique présente dans le Garaet. Dans un milieu nettement pollué, de faibles valeurs de DBO5 peuvent être liées à la présence d'éléments toxiques inhibiteurs.

2. Résultats et discussion des analyses bactériologiques

Dans les milieux aquatiques, les microorganismes tels que les bactéries, les moisissures, jouent un rôle important dans l'évolution de la qualité des eaux, en dehors de toutes agressions, leur nombre est naturellement faible, mais peut être modifié par plusieurs facteurs tels que la température, l'enrichissement du milieu en substances nutritives.

Les paramètres bactériologiques déterminés sont ouverts à la quantification des germes de contamination fécale (Coliformes totaux (CT) et fécaux (CF); streptocoques fécaux (SF) et les anaérobies sulfite-réductrices (ASR) ; ainsi que la recherche et la qualification des germes pathogène (*Staphylococcus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *salmonella* et *vibrio cholérique*).

2.1. Résultats des dénombrements des microorganismes revivifiables

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.

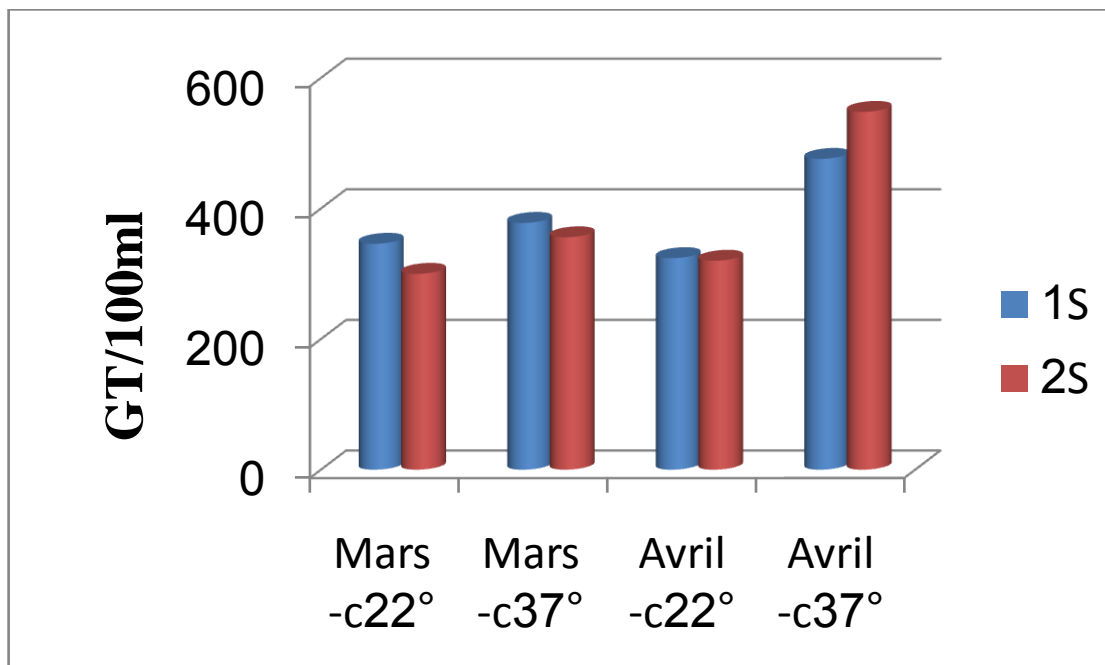


Fig.29.Evaluation du nombre des germes revivifiables à 22°C et à 37°C de l'eau de Garaet bni M'hamed.

Nos résultats ont montrés que le nombre des germes totaux incubés à 22°C en mois de mars et en mois d'Avril dans les deux sites de Gareat bni M'hamed et presque le même avec un taux maximum de 346 GT /ml dans la station 1 et un minimum de 300 GT /ml dans la station 2 (en mars), Mais les résultats de nombre des germes totaux incubés à 37°C en mois d'Avril est plus élevé qu'en mois de mars avec un taux maximum de 548GT /ml dans la station 2 (en Avril) et un minimum de 356 GT /ml dans la station 2 (en mars).

2.2. Recherche et dénombrement des spores des anaérobies sulfito-réductrices (ASR)

La présence des ASR dans les eaux de surfaces est très probable où on trouve les formes sporulantes beaucoup plus résistante que les formes végétative. Leur présence indique une contamination ancienne d'origine fécale. Elles sont responsables des maladies graves telles que le botulisme et le tétanos ; c'est pour cette raison que la recherche de ces derniers est très essentielle dans le cadre de détermination qualitative d'eau. (Rejsek, 2002).

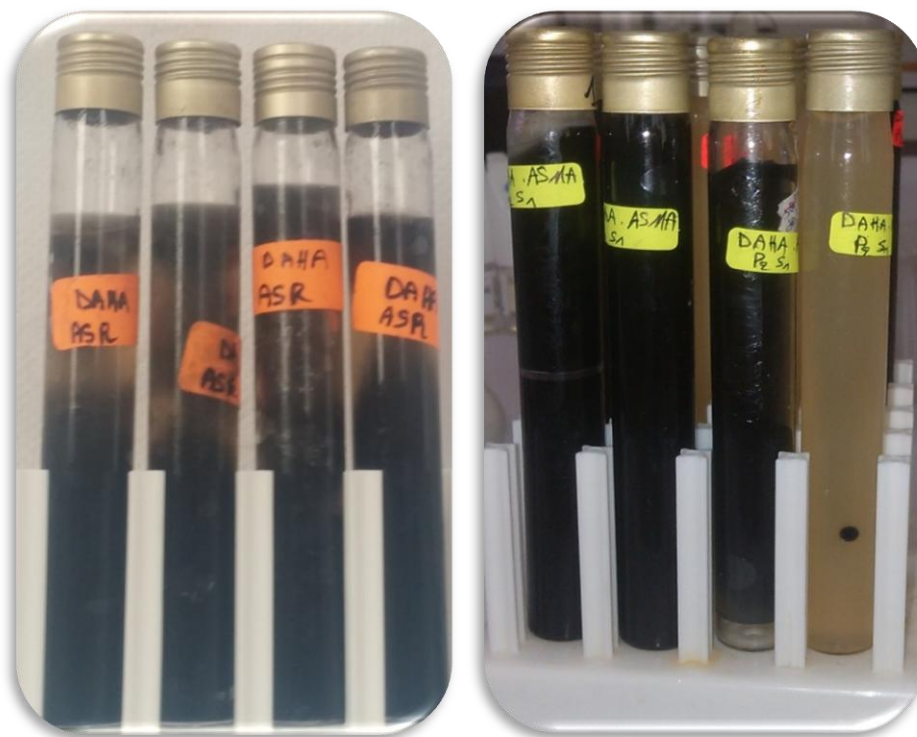


Fig.30.spores des anaérobies sulfito-réductrices (ASR)

Les résultats de dénombrement des spores des ASR sont résumés dans le tableau ci-dessous.

Tableau N°7 : Dénombrement des spores des ASR.

Mois	Station 1	Station 2
Mars	Indénombrable	Indénombrable
Avril	Indénombrable	Indénombrable

Nos résultats montrent la présence totale d'un halo noire dans les tube contenant le milieu viande fois (VF) ce qui explique la présence de spore des anaérobies sulfito-réducteurs dans le site de prélèvement pendant la période d'étude (tab.10).Ce qui indique une contamination ancienne d'origine fécale.

2.3. Résultats de recherche et dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécale

2.3.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux

Les coliformes totaux existent dans les matières fécales de l'homme et de l'animale mais peuvent également se développer dans certains milieux naturels (sol, végétation). Leur absence ne signifie pas nécessairement que l'eau ne présente pas de risque pathogène.

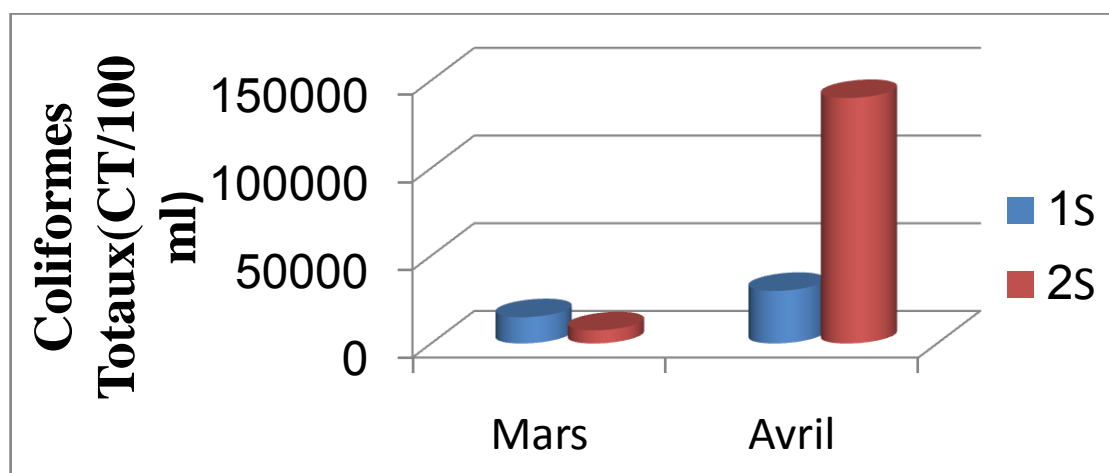


Fig.31.Evaluation du nombre de coliformes totaux de l'eau de Garaet bni M'hamed.

D'après les résultats que nous avons obtenus, nous observons une présence des coliformes totaux dans les différents sites durant toute la période de l'étude. En effet, la présence de ces germes dans une eau est la preuve que l'eau a subi une contamination par les matières fécales (Bensaci, 2007; Amira, 2008).

L'effectif des coliformes totaux a atteint son maximum en mois d'avril dans la station 2 avec 140000 CF/100ml. Par contre le minimum est observé dans la station 2 en mois de Mars avec 7500 CF/100ml.

Le déversement des eaux d'égout chargées en déchets issus de l'élevage dans les eaux ainsi que les excréments d'animaux peuvent être les causes principales de cette contamination.

La recherche des coliformes est primordiale du fait qu'un grand nombre d'entre eux vit en abondance dans les matières fécales des animaux à sang chaud et de ce fait constituent des indicateurs de la première importance.

Bien que la présence des coliformes témoigne habituellement d'une contamination fécale, plusieurs coliformes ne sont pas d'origine fécale; ils proviennent plutôt des eaux enrichies en matières organiques (flore naturelle des eaux et des sols). L'intérêt de la détection de ces germes, à titre d'organismes indicateurs, réside dans le fait que leur suivie dans l'environnement est généralement équivalent à celle des bactéries pathogènes et que leur densité est généralement proportionnelle au degré de pollution produit par les matières fécales (Amira, 2008).

2.3.2. Recherche et dénombrement des Coliformes fécaux

La présence des coliformes fécaux (thermo tolérants) signe l'existence quasi certaine de la contamination fécale d'une eau (Rejsek, 2002).

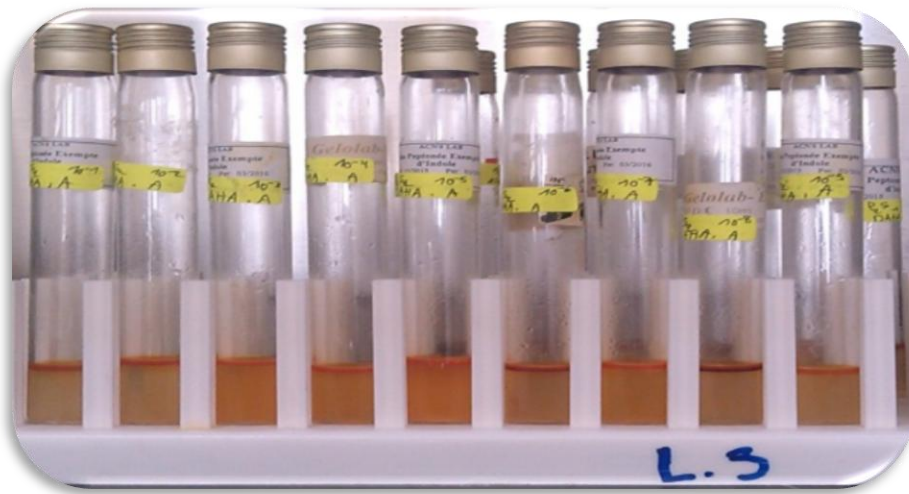


Fig.32.Résultat de la recherche de E'coli.

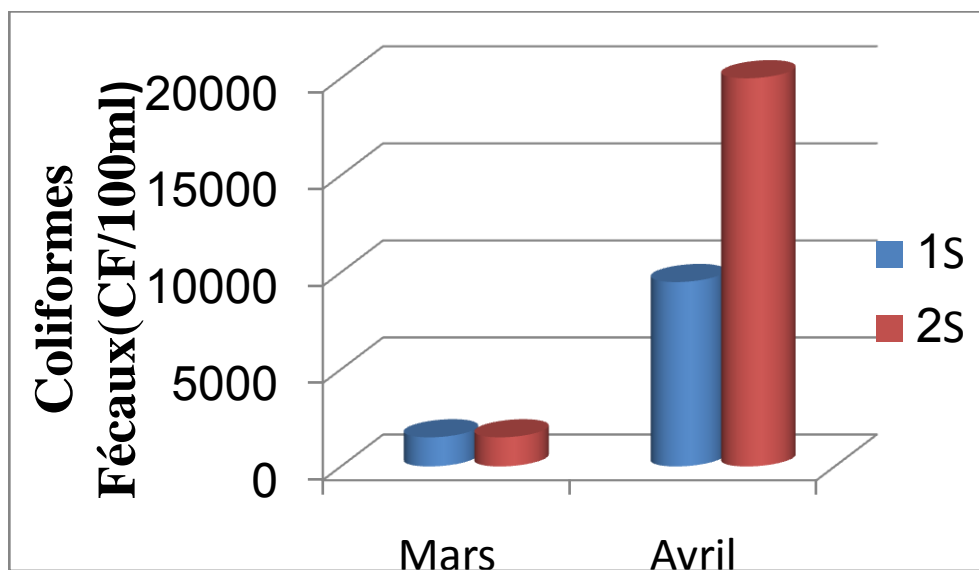


Fig.33.Evaluation du nombre de coliformes thermotolérants de l'eau de Garaet bni M'hamed.

D'après la (fig33), on constate une variation temporelle. La valeur maximale est observée durant le mois d'avril au niveau du site 2 (20000 C.F. /100 ml). Alors que la station 1 et la station 2 en Mars présente les valeurs les plus faibles avec (1500 C.F. /100 ml).

Ces résultats sont expliqués par la présence d'une contamination provenant principalement des déchets fécaux plus probablement d'origine animale autre les oiseaux d'eau, ainsi que les effluents d'élevage.

2.4. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

La présence des streptocoques fécaux dans les eaux indique généralement une pollution fécale. L'utilisation des streptocoques fécaux comme indicateur microbiologique est admise vu qu'ils se multiplient dans les effluents d'égouts. Par ailleurs, ils sont considérés comme des indicateurs de pollution fécale beaucoup plus que les coliformes fécaux car ils ne sont pas aussi ubiquitaires, mais toujours présents dans les fèces des animaux à sang chaud et leur disparition dans le milieu aquatique est moins rapide que les coliformes (Amira, 2008).

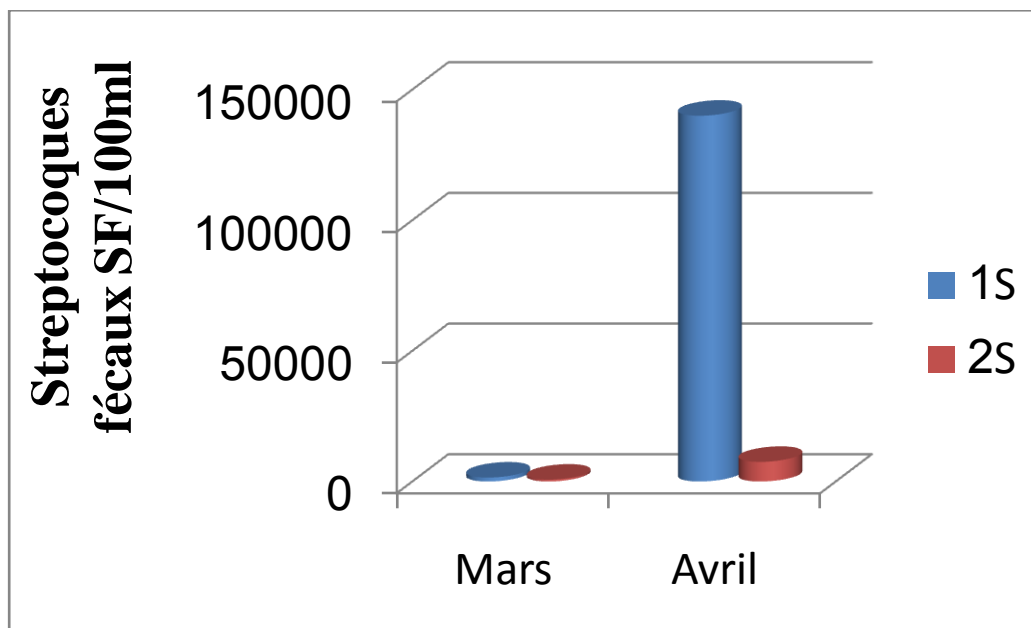


Fig.34. Evaluation du nombre de streptocoques fécaux l'eau de Garaet bni M'hamed.

D'après la (fig34), on constate que Les valeurs les plus élevées sont enregistrées durant le mois d'avril au niveau du site 1 (140000 S.F./100ml). Alors que les valeurs plus faibles sont enregistrées durant le mois de Mars avec (700 S.F./100ml).

Plusieurs facteurs pouvant expliqués ces variations tel que: T° influençant le développement et la croissance de ces germes, ainsi que une pollution d'origine fécale issue essentiellement des rejets de déchets d'élevage et les déjections fécales des oiseaux d'eau.



2.5. Résultats des germes pathogènes

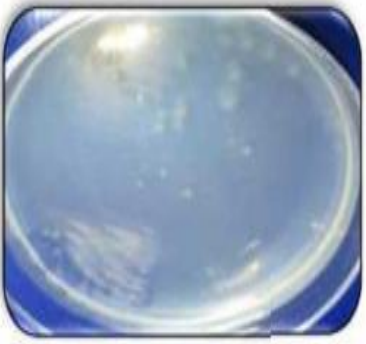
Deux étapes primordiales ont été suivies durant la recherche des germes pathogènes : l'observation macroscopique et microscopique des colonies isolées et une identification biochimique par la galerie biochimique classique, les API systèmes et les tests des galeries classiques [Rodier *et al*, 2009].


2.5.1. Caractère morphologique et coloration de gram

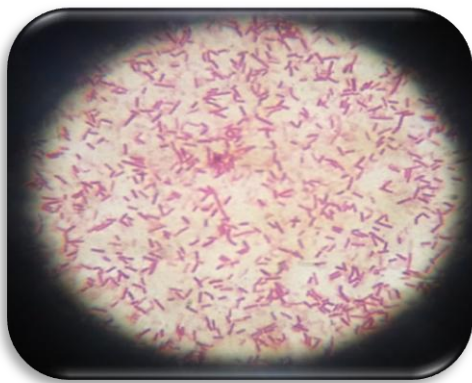
Les résultats sont résumés dans les tableaux et les figures ci-dessous

Tableau N° 8 : Caractères morphologiques et coloration de Gram

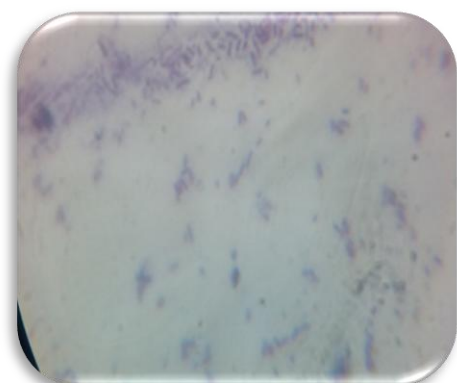
Culture	Observation macroscopique des colonies	Observation microscopique	Espèce
<p>Milieu Chapman</p> 	<p>- Colonies petites, jaunâtre, circulaires, bombées, lisses, translucides.</p>	<p>- Cocci regroupées en amas, Gram positif.</p>	<p><i>Staphylococcus xylosus</i></p>
<p>Gélose Hektoen (GH)</p> 	<p>- Colonies petites, jaunâtre, circulaires, bombées, extrémités arrondies, lisse.</p> <p>- vert, fluorescent, petite colonie, circulaires, centre noir, plates, lisse.</p> <p>- Colonies petites Plates, lisses.</p>	<p>- Bacilles mobiles à Gram négatif.</p> <p>-Bacilles mobiles à Gram négatif.</p> <p>-Bacilles isolés, Gram négatif.</p>	<p><i>Aeromounas hydrophila gr 2</i></p> <p><i>Pseudomonas fluorescens /putida</i></p> <p><i>Serrasialiquefacie ns</i></p>

	<p>-Colonies saumon à centre noir.</p> <p>-des colonies grosses, blanches, opaques.</p> <p>-coloni noire, grosses.</p>	<p>Bacilles mobiles à Gram négatif</p> <p>Bacilles à Gram négatif, mobiles</p> <p>- cocobacille, gram négatif, immobile.</p>	<p><i>Proteusvulgaris</i></p> <p><i>Citrobacterbrakii</i></p> <p><i>AeromonasSalmonicidasssp</i></p>
<p>Gélose (GNAB)</p> 	<p>-petites, bombés, lisses, régulières, blanchâtres.</p>	<p>-Bacille à Gram négatif, mobile, non sporulé.</p>	<p><i>Chromobacterium violaceum</i></p>

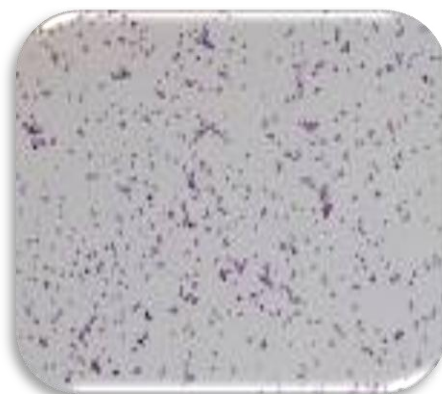
<p>Gélose Cétrimid</p> 	<p>aspect irisé métallique. Un pigment vert brillant diffusible</p>	<p>-Bacilles isolés, Gram négatif.</p>	<p><i>Pseudomonas aeruginosa</i></p>
--	---	--	--



Bacille à Gram négatif



Bacille à Gram positif



Coccis à Gram positif

Fig.35. Détermination des caractères morphologiques.

2.5.2. Résultats de l'identification biochimique

Tableau N°9 : Les enzymes respiratoires

Germes identifiés	Oxydase	Catalase
<i>Aeromonashydrophila gr 2</i>	+	+
<i>Pseudomonas fluorescens /putida</i>	+	+
<i>Chromobacteriumviolaceum</i>	+	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	+	/
<i>Citrobacterbrakii</i>	-	+
<i>Proteusvulgaris</i>	-	+
<i>Staphylococcus xylosus</i>	-	+
<i>AeromonasSalmonicidassp</i>	+	+
<i>Serrasialiquefaciens</i>	+	+



Oxydase positif

Oxydase négatif

Fig.36. Détermination des caractères de test d'oxydase.

Tableau N°10 : Résultat d'identification des germes par les API systèmes.

API système	Milieu	Espèce
API 20 E	Hektoen	<i>Aeromonashydrophila gr 2</i> <i>AeromonasSalmonicidassp</i> <i>Pseudomonas fluorescens /putida</i> <i>Serrasialiquefaciens</i> <i>Proteusvulgaris</i> <i>AeromonasSalmonicidassp</i>
	Cétrimide	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
	(GNAB)	<i>Chromobacteriumviolaceum</i>
API Staphe	Chapman	<i>Staphylococcus xylosus</i>

- Profil biochimique de *Pseudomonas aeruginosa*

Pseudomonas aeruginosa vit à l'état saprophytique dans l'eau (eau douce ou eau de mer), le sol humide et sur les végétaux. (Tab11.)

Tab N° 11 : Résultats d'identification des *Pseudomonas aeruginosa*

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

- Profil biochimique de *Staphylococcus*

Tableau N°12 : Résultats d'identification des *Staphylococcus*

Teste coagulase	Teste catalase	Teest oxydase	manitol
+	+	-	-



Fig.37. Profil biochimique de proteus vulgaris group



Fig.38. Profil biochimique de citrobacter brakii



Fig.39. Profil biochimique d'*Aeromonas salmonicida* ssp



Fig.40. Profil biochimique de *chromobacterium violaceum*



Fig.41. Profil biochimique de *Serratia liquefaciens*



Fig.42. Profil biochimique d'*Aeromonas hydrophila* gr 2



Fig.43. Profil biochimique d'*Aeromonas Salmonicidas* ssp

Tableau N°13: Répartition des espèces bactériennes isolées entre les différentes stations.

	Mars S1	Mars S2	Avril S1	Avril S2
<i>Aeromonashydrophila gr 2</i>	+		+	+
<i>Pseudomonas fluorescens /putida</i>	+	+		
<i>Proteusvulgaris</i>	+			
<i>AeromonasSalmonicidasssp</i>			+	+
<i>Citrobacterbrakii</i>			+	
<i>Serrasialiquefaciens</i>			+	+
<i>Chromobacteriumviolaceum</i>	+			
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	+		+	+
<i>Staphylococcus xylosus</i>	+	+		

Résultat phytoplanctonique

1. Diversité globale

➤ Richesse spécifique

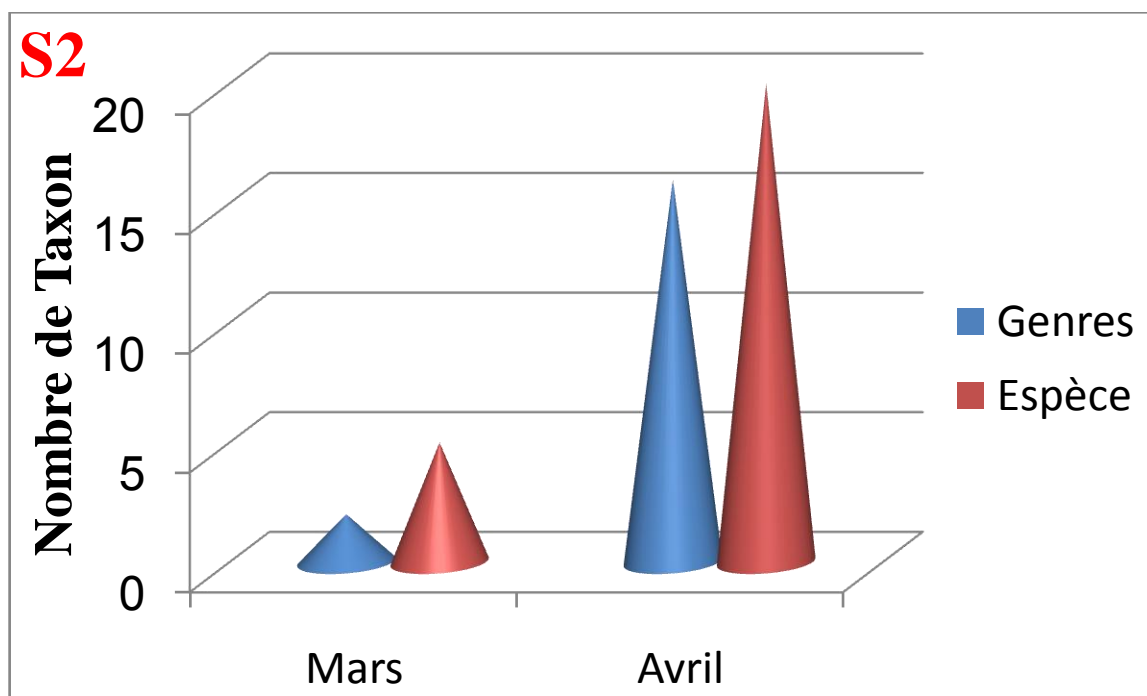
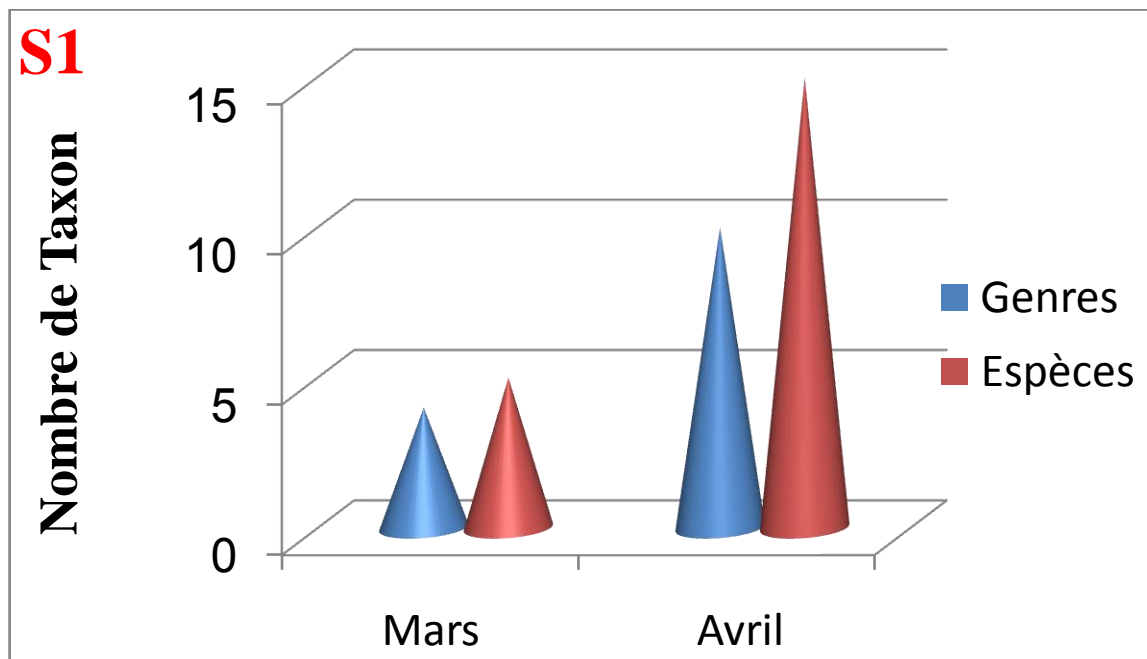


Fig.44.Evaluation de nombre des taxons en fonction des mois d'études.

L'analyse qualitative au cours de cette étude, montre une répartition différente des espèces selon les mois et les stations, elle est relativement plus élevée pendant moins d'Avril qu'au mois de Mars. (Fig.44).

2. La Richesse spécifique de groupe phytoplanctonique

➤ Richesse spécifiques

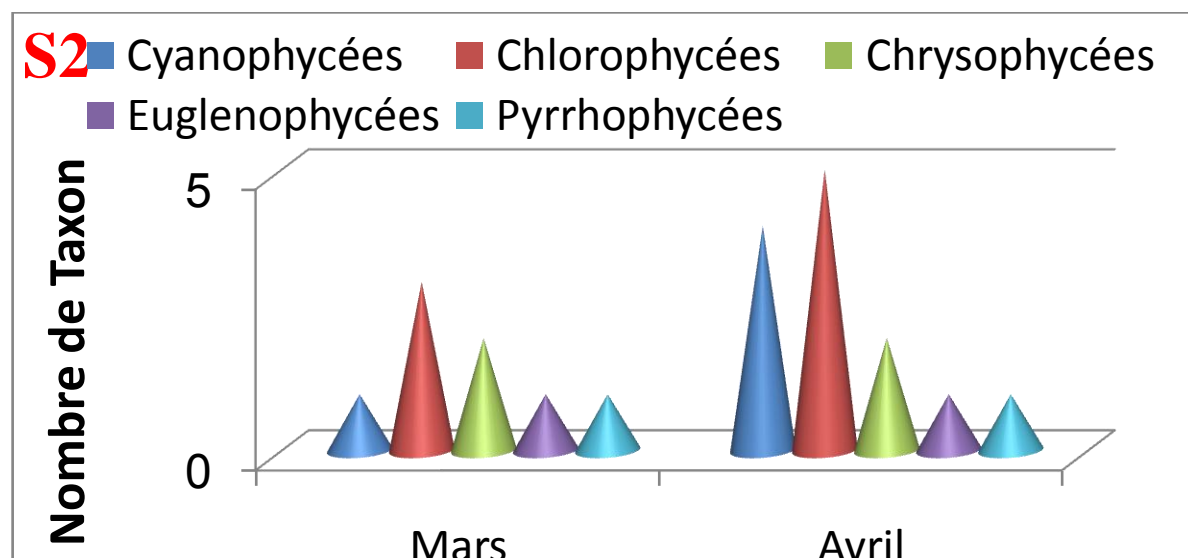
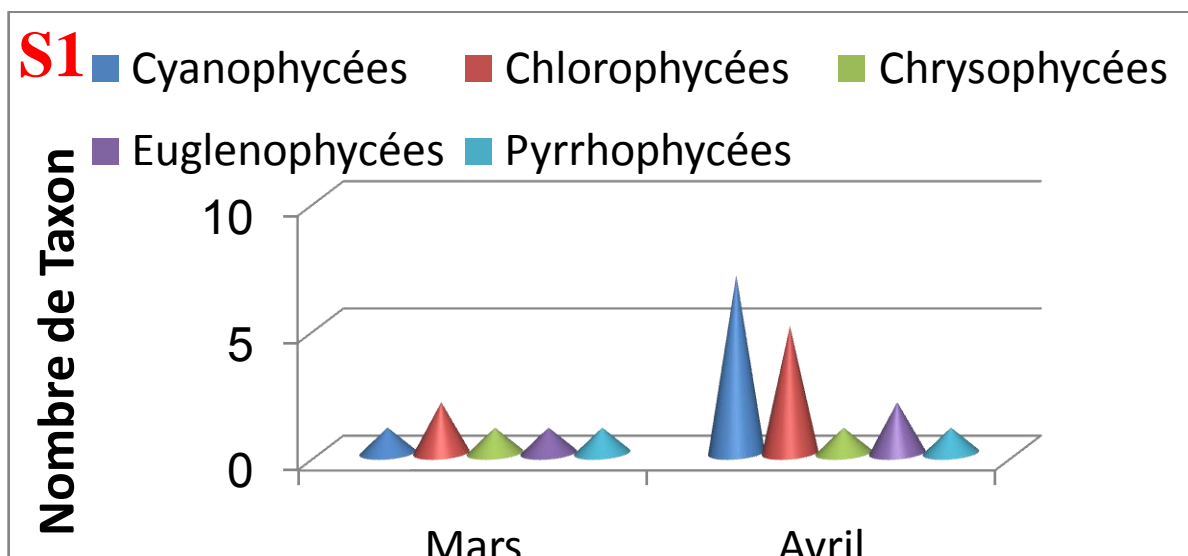


Fig.45. Evolution de la richesse spécifique des groupes de phytoplancton.

La répartition du phytoplancton au niveau de deux stations tel que représenté dans la figure (45) montre que la station 1 est la plus riche en micro-algues avec 22 taxon.

Abstract:

Garaet Beni M'hamed is the largest lake in the wetland complex Guerbes Sanhadja with an area of 380 hours during the months of March and April 2015 we conducted sampling at two different places on the site to perform hydrochemical and bacteriological analyzes phytoplankton.

The results we have obtained in our study about water hydrochemistry of Garaet Beni M'hamed indicate that the waters of Garaet in average quality regarding some parameters such as BOD indicating high organic matter load. For bacteriology at this lake which is noted is a faecal pollution that resulted in a high rate of faecal coliforms and spores of sulfite-reducing bacteria and the presence of some pathogenic germs . Regarding phytoplankton we have identified 24 species indicating a diversity of phytoplankton at our site.

Finally, we note that these ecosystems are slightly polluted and this mainly due to intensive farming, agriculture and the presence of large numbers of waterfowl.

Key Words:

Garaet, quality , phytoplankton, bacteriology, hydrochemistry.

Agrigon, A. (2000). « *Annuaire de la qualité des eaux et des sédiments* ».DUNOD. 206p.

Amira,W. (2008). *Degré de contamination de l'eau de la mare Redjla (Taher) par les nitrates : Détermination de la qualité physicochimique et microbiologique de l'eau. Mémoire de magister. Université de Jijel.* 103 p.

Aoussi, A. (2009).microbiologie et physico-chimie de l'eau de l'eau des puits et des sources de la région de Guelma (Nord-Est de l'Algérie).Mémoire de Magister,Université 08mais 1945 ,Guelma.141 .

APi System-La Balme Les Grottes-38390 Montalieu (France).

Bagnouls, F. & Gaussen, H. 1957. Les climats biologiques et leurs classifications. Ann.Géogr. Fr. 355: 193-220.

Benderradji, M. L. (2000). Les milieux humides de l'extrême Nord-Est algérien de Guerbes aux confins Algéro-Tunisiens : Ecogéographie et Aménagement. Thèse de Doctorat, Univ. Mantouri, Constantine. 497p.

Boulahbal, F. (2002). *Microbiologie SI clinique. O.P.U, Alger.* 173 p.

Bensaci, T. (2007). *Détermination de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de surface : cas du barrage Timgad (W. de Batna) et la retenue collinaire d'Ourkis (W. d'Oum El Bouaghi). Mémoire de Magister, Centre universitaire Larbi Ben M'hidi d'Oum El Bouaghi.* 81 p.

Boumezbeur, A. (2002). Atlas des 26 zones humides algériennes d'importance internationale. DGF. 89p.

Bourgeois, C. et Leveau, J .Y. 1980 .Technique d'Analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire. *PRIA .331 P.*

Camille, D. (2007). Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Lavoisier : Tec & Doc. Paris. 463 p.

Chocat, B. (1997). *Encyclopidie de l'hydrologie urbaine et de l'assainissement. Tec & Doc, Paris.* 1124 p.

Coulibaly, K. (2005). *Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau des puits de certains quartiers du district de Bamako.* Thèse de doctorat. Université de Bamako, 55 p.

Coulibaly, K. (2005). *Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau des puits de certains quartiers du district de Bamako.* Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Pharmacie. Université de Bamako. 69p.

Delarras, C. (1998). *Microbiologie : 90 heures de travaux pratiques : Gaëtan morin éditeur, Europe* ,276 p.

Délarras, C. 2008. Surveillance sanitaire et Microbiologique des eaux : Règlements – Prélèvement –Analyses TEC et DOC .269 P.

DES. (2013) .Direction de l'environnement de skikda

Drissi, S. (2008). *Qualité ds eaux de quelques sources dans la région de souk-Ahras. Mémoire de Magister. Centre Universitaire de Souk Ahras.* 69 p.

Emberger, L. (1955). Une classification biogéographique des climats. Rev. Trac. Bot.Géol. Garaet Hadj-Tahar (Skikda, nord-est algérien). ABC Bull Vol 15 (1) : 71-76.Géol de l'Algérie. 2ième série stratigraphique. Description générale. 185p.

Ferron, A. (1983). *Bactériologie médicale à l'usage des étudiants en médecine. 12^{ème} édition.* Editions C et R. 370 p.

Guiraud, J.P. (1998). *Microbiologie Alimentaire. Dunod, Paris.* 651 p.

Joleaud, L. (1936). Etude géographique de la région de Bône et la Calle. Bull. Serv. Carte

Jouffin et al. 2001. Microbiologie Technique 1. Dictionnaire des techniques.3ème éditions. CRDP d'Aquitaine.320 P.

KHEMMAR, C. (1981). Contribution à l'étude hydrogéologique de la vallée de l'Oued El Kebir Ouest (wilaya de Skikda Algérie). Thèse de Doctorat de 3ème cycle. Univ de Grenoble. 181p.

Lebres, E. Azizi, D. et Boudjellab, B. (2006). *Cours d'Hygiène et de Microbiologie des Eaux : Microbiologie des eaux et des boissons,* Institut Pasteur d'Algérie

Leyral, G. et Joffin, J.N. sous la direction de Figarella et Leyral. G (1998). *Microbiologie technique : 2, documentation technique. 2^{ème} édition.* Bordeaux, CRDP d'aquitaine. 304 p.

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

Marchal, N. Bourdon, J.I et Richard, C. (1982). Les milieux de culture pour l'isolement et l'identification biochimique des bactéries .biologie appliquée. *Editions Douin, Paris* pp 50-364

Mayet, J. (1994). *La pratique de l'eau : traitement de l'eau aux points d'utilisation, comportement de l'eau dans les installations, origine des désordres et résolutions.* 2^{ème} édition. *Le Moniteur*, 382 p.

Metallaoui, S. (2010). *Ecologie de l'avifaune aquatique hivernante dans Garaet Hadj-Tahar (Numidie occidentale, Nord-Est de l'Algerie)* .Thèse de Doctorat en écologie et environnement. Université d'Annaba.140 p.

Monod, J. (1989). *Mémento technique de l'eau.* 9^{ème} édition. T1. Dégrémont. France. 591 pages.

Pechère et al. 1982. *Reconnaitre, comprendre et traité les infections* 4^{ème} édition .Edisem ST- Hyacinthe .*Quèbec*.509 P.

Pilet, C. Bourdon, J. L. Toma, B. Marchal, N. Balbastre, C. Person, J. M. 1987.Bactériologie médicale et vétérinaire. Systématique bactérienne. Doin. France. 371 p.

Rejesk, F. 2002. Analyse De L'eau ; Aspects Régimentaires Et Techniques .Sceren .Paris 360p.

Rejsek, F. (2002). *Analyse des eaux : aspects réglementaires et techniques* .Scérén, 360p.

Rodier, J. (1984). *L'analyse de l'eau; eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer.* 7^{ème} édition. *Bordas, Paris.* 1334 p.

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

Rodier, J. et col. (2005). L'analyse de l'eau. Eaux naturelles. Résiduaires. Eau de mer. 8^{ème} édition. *Dunod. Paris*, 1383p.

Rodier, J. Leguebe, B. Merlet, N et col. (2009). *L'analyse de l'eau. Eaux naturelles. Résiduaires. Eau de mer.* 9^{ème} édition. *Dunod .paris*, 1511p

Samraoui, B. de Belair, G. (1997): The Guerbes/ Sanhadja Wetlands (N.E Algeria) Part I: an Overview. *Ecologie*, 28(3): 233- 250.

Samraoui, B. & De Belair, G. (1997). The Guerbes-Sanhadja wetlands: Part I, overview. *Ecology*. 28 233–250.

Sayad, L. (2008). *Qualité physicochimique et bactériologique des eaux de l'écosystème lacustre, lac des oiseaux (wilaya El Taref).* Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar, Annaba. 120 p.

Singleton, P. (2002). *Bactériologie, pour la médecine, la biologie et les biotechnologies, 4^{ème} édition.* Dunod, Paris. 415 p.

.

Les milieux de culture en boîtes :

- Milieu de Chapman :

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

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

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

☞ Préparation :

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

- Gélose Hektoen :

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

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

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

Saccharose	12g/l
Fus chine acide	0.1g/l
Bleu de bromothymol	0.065g/l
Agar	14g/l

pH = 7.5 (environ)

☞ **Préparation :**

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

-Cétrimide :

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

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

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

pH= 7.2

☞ **Préparation :**

Verser 45.3 g de milieu déshydraté dans 1000 ml d'eau purifiée filtrée. Chauffer en agitant fréquemment et laisser bouillir une minute. Ajouter 10 ml de Glycérol. Stériliser à 121° C pendant 15 minutes. Refroidir à 45–50° C. Mélanger délicatement et distribuer dans des plats de Pétri ou des tubes à culture stériles.

-Gélose GNAB :

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

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

pH = 8.6.

- Eau peptonée exemple d'indole :

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

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

Peptone exemple d'indole	10g
Chlorure de sodium	5g

PH final= 7.2

☞ Préparation :

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

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

- Milieu de Litsky :

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

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

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

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

☞ **Préparation :**

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

- Milieu mannitol - mobilité - nitrate:

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

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

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

☞ **Préparation :**

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

- Bouillon de Rothe :

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

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

Milieu simple concentration

Peptone20g
Glucose5g
Chlorure de sodium5g
Phosphate bipotassique2.7g
Phosphate monopotassique2.7g
Azohydrate de sodium0.2g
pH final= 6.8-7

Milieu double concentration

Peptone40g
Glucose10g
Chlorure de sodium10g
Phosphate bipotassique5.4g
Phosphate monopotassique5.4g
Azohydrate de sodium0.4g
pH final= 6.8-7

☞ Préparation :

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

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

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

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

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

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

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

- King A**☞ Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

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

- King B**☞ Formule (en gramme par litre d'eau distillée) :**

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

Les réactifs utilisés

- Réactif de Vosges Proskauer (VP)

Pour la recherche de l'acétoïne :

VP1 :

Hydroxyde de potassium40g
Eau distillée100 ml

VP2 :

Alpha naphthol 6g
Ethanol100ml

- 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

-Réactif de coloration de Gram :

☞ Lugol

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

œ Violet de gentiane

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

-Eau distillée.....1000ml

œ Fuschine



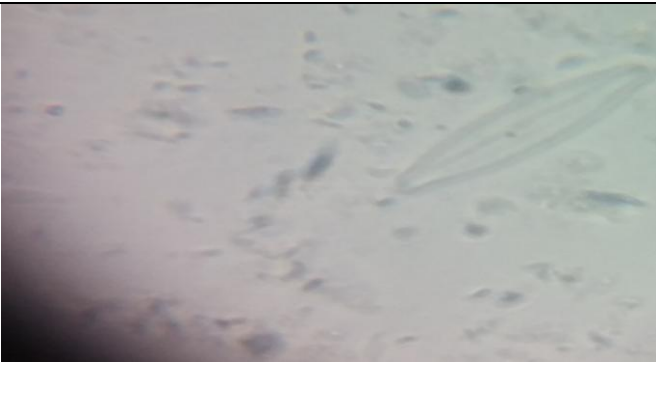
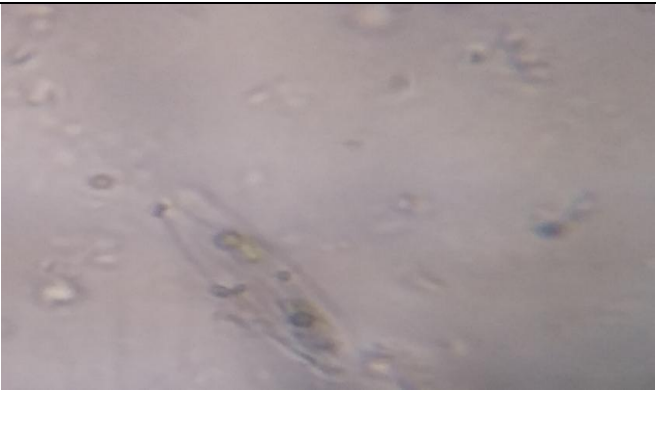
- Fushine basique.....1g/l
- Alcool étylique.....100ml/l
- Phénol.....5 g/l
- Eau distillée.....1000ml

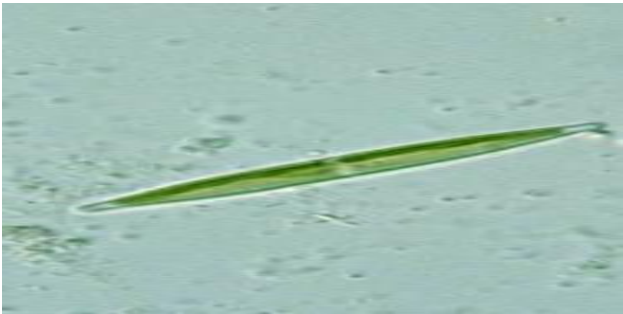
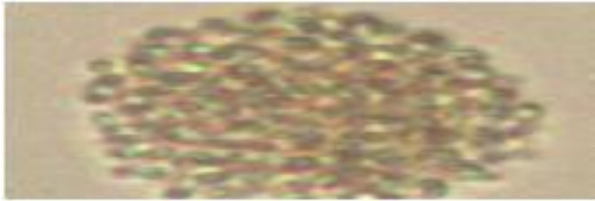
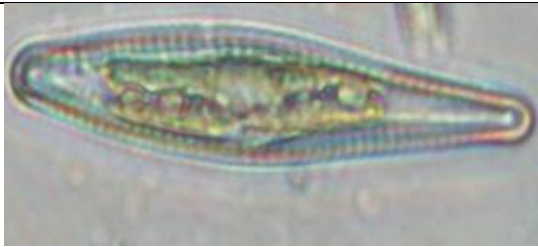
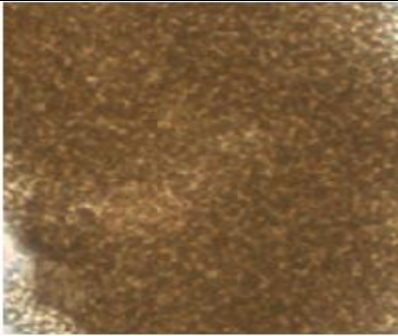


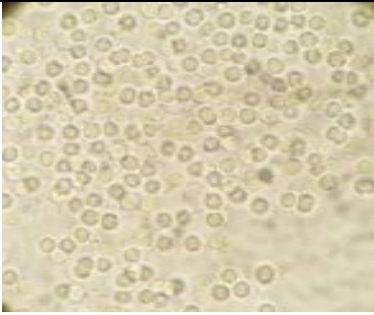
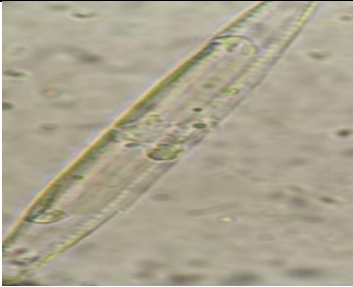

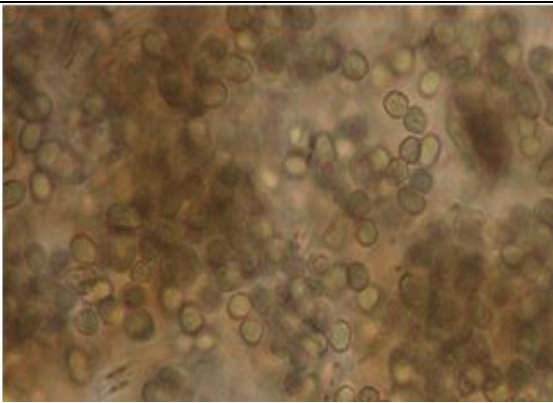
Annexe 1



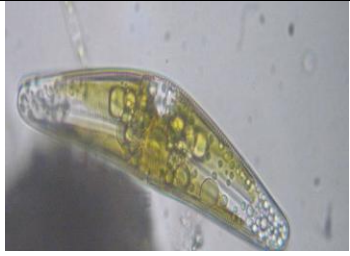
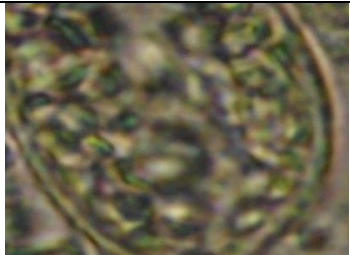

Annexe 1

	<p>cyanobacteries</p>	<p><i>Pinnulariaviridiset</i> <i>Pinnulariagibba</i></p>
	<p>chrysophtees</p>	<p>navicula trivialis</p>
	<p>chrysophtees</p>	<p>NAVICULA</p>
	<p>chrysophtees</p>	<p>NAVICULA</p>

	cyanobacteries	<i>Nitzschia palea</i>
	cyanobacteries	<i>Aphanocapsa planctonica</i>
	cyanobacteries	<i>Gomphonema abbreviatum</i>
	cyanobacteries	<i>Microcystis viridis</i>

	Cyanobactéries	<i>Microcystis wesenbergii</i>
	Chrysophytes	<i>Nitzschia palea</i>
	Chlorophytes	<i>monoraphidium sp</i>
	cyanobacteries	<i>Aphanothece variabilis</i>

Annexe 1

	chrysophytes	Cymbella lanceolata
	Euglenophytes	<i>Phacus pleuronectes</i>
	pyr	Cryptomonas erosa




	<p>Cyanobactéries</p>	<p><i>Cylindrospermopsis</i></p>
	<p>chrysophytes</p>	<p><i>Cymatopleura solea</i></p>
	<p>Chlorophytes</p>	<p><i>Closterium aciculare</i></p>

Tableau N°14 : Table de Mac Grady (Rodier. ,2009)

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

Tableau N°16 : Tableau de lecture pour l'API Staph

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



Annexe 2

Tableau N°17: Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température. (Monod, 1989)

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

Tableau N°18: Classifications des eaux d'après leur pH. (Agrigon, 2000 & Hakmi, 2002)

pH<5	Acidité forte: présence d'acides minéraux ou organiques dans les eaux naturelles
pH=7	pH neutre
7<pH<8	Neutralité approchée: majorité des eaux de surface
5.5<pH<8	Majorité des eaux souterraines
pH>8	Alcalinité forte, évaporation intense

Tableau N°19: Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique. (Agrigon, 2000)

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

Tableau N°20: La sapidité (le goût et la saveur) de l'eau.

excellent	≤ 300 mg/l
bonne	300 – 500 mg/l
passable	500 – 900 mg/l
mauvaise	900 – 1200 mg/l


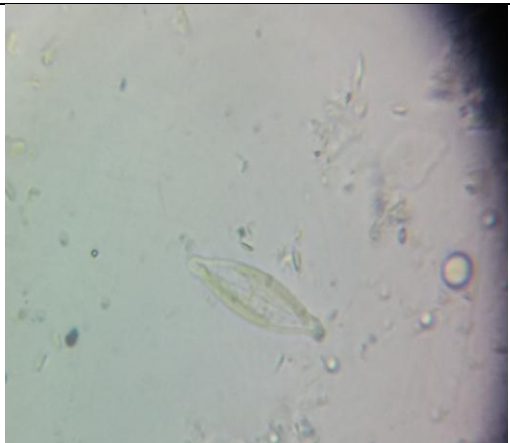

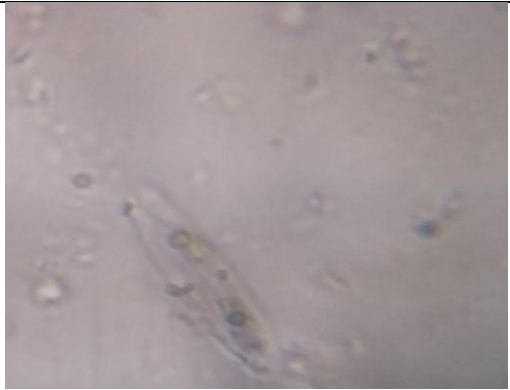
Tableau N°21: Qualité des eaux en fonction de l'oxygène dissous.

Oxygène dissous (mg/l) Oxygène de saturation (%)	Qualité des eaux	Classe
> 7 mg/l → > 90%	Normale	1A
entre 5 et 7mg/l → 70% à 90%	Bonne	1B
entre 3 et 5 mg/l → 50% à 70%	moyenne	2
< 3mg/l → < 50%	Médiocre	3

Tableau N°22: Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la turbidité.

Turbidité NTU	Classe
<25	Bonne
25 à 30	Acceptable
30 à 35	Médiocre
>35	Excessivement polluée

Tableau N°23 : Identification phytoplancton de l'eau de Garaet bni m'hamed.
(Photos prises par Daha).

	<p><i>Cyanophycées</i></p>	<p><i>Pinnulariaviridiset</i> <i>Pinnulariagibba</i></p>
	<p><i>Chrysophytes</i></p>	<p><i>Navicula trivialis</i></p>
	<p><i>Chrysophytes</i></p>	<p><i>Navicula sp</i></p>
	<p><i>Chrysophytes</i></p>	<p><i>Navicula sp</i></p>



Annexe 4

Tableau N°23 : Identification phytoplancton de l'eau de Garaet bni m'hamed (suite). (Photos prises par Daha).

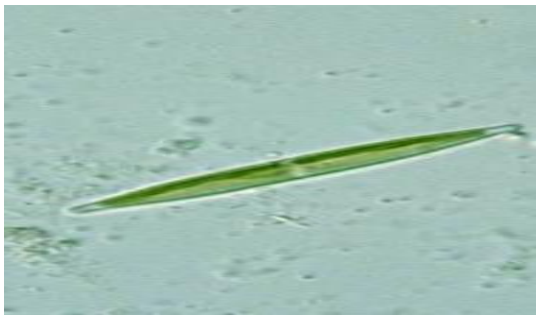
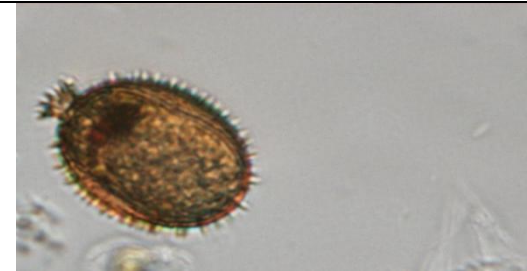
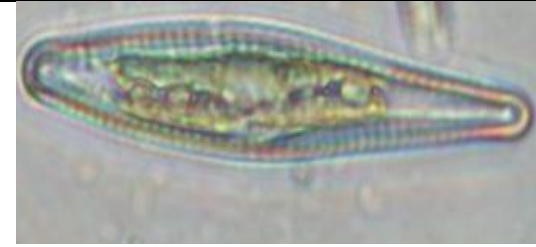
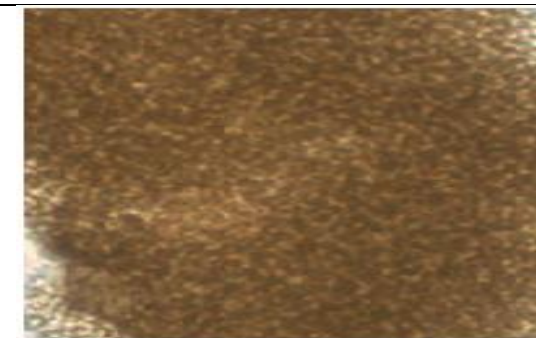
	<p><i>Cyanobacteries</i></p>	<p><i>Nitzschia palea</i></p>
	<p><i>Euglenophyceae</i></p>	<p><i>Trachelomonas hispida</i></p>
	<p><i>Cyanobacteries</i></p>	<p><i>Gomphonema abbreviatum</i></p>
	<p><i>Cyanobacteries</i></p>	<p><i>Microcystis viridis</i></p>

Tableau N°23 : Identification phytoplancton de l'eau de Garaet bni m'hamed (suite). (Photos prises par Daha).

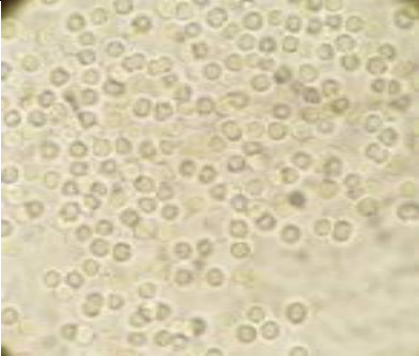
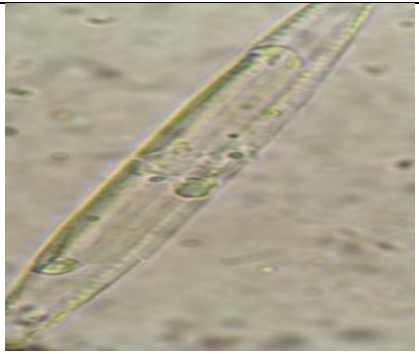

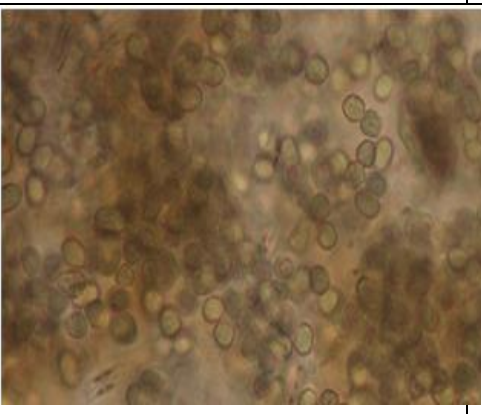
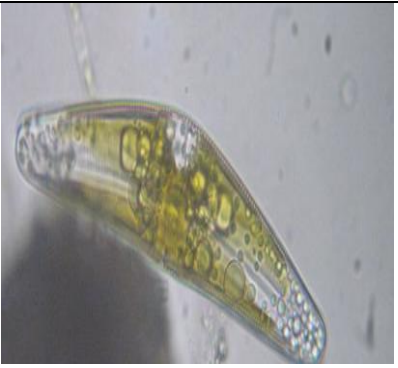

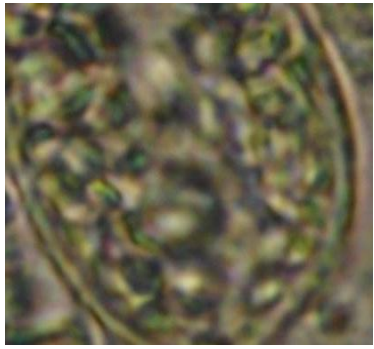

	<p><i>Cyanobactéries</i></p>	<p><i>Microcystis wesenbergii</i></p>
	<p><i>Chrysophytes</i></p>	<p><i>Nitzschia palea</i></p>
	<p><i>Chlorophytes</i></p>	<p><i>Monoraphidium sp</i></p>
	<p><i>Cyanobacteries</i></p>	<p><i>Aphanothece variabilis</i></p>


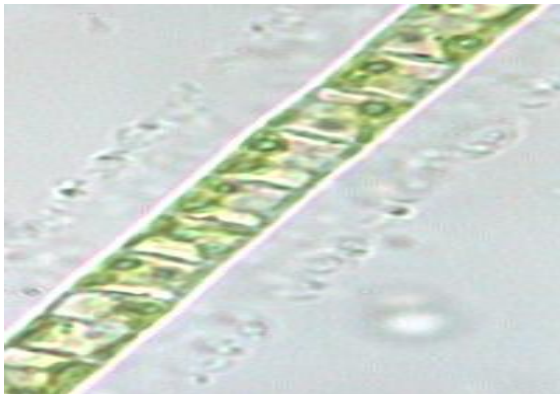


Tableau N°23 : Identification phytoplancton de l'eau de Garaet bni m'hamed (suite). (Photos prises par Daha).

	<p><i>Chrysophytes</i></p>	<p><i>Cymbella lanceolata</i></p>
	<p><i>Chlorophytes</i></p>	<p><i>Tetrastrum glabrum</i></p>
	<p><i>Euglenophytes</i></p>	<p><i>Phacus pleuronectes</i></p>
	<p><i>Pyrrhophycées</i></p>	<p><i>Cryptomonas erosa</i></p>



Annexe 4




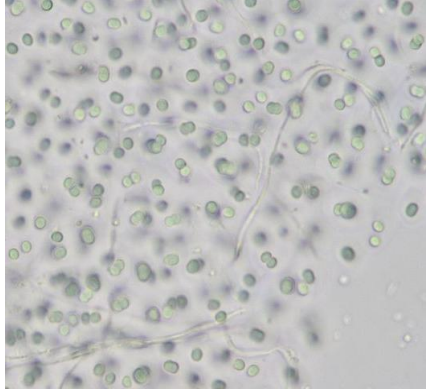
Tableau N°23 : Identification phytoplancton de l'eau de Garaet bni m'hamed (suite). (Photos prises par Daha).

	<p><i>Cyanobactéries</i></p>	<p><i>Cylindrospermopsis</i></p>
	<p><i>Chlorophytes</i></p>	<p><i>Ulothrix sp</i></p>
	<p><i>Chrysophytes</i></p>	<p><i>Cymatopleura solea</i></p>
	<p><i>Chrysophytes</i></p>	<p><i>Navicula sp</i></p>



Annexe 4

Tableau N°23 : Identification phytoplancton de l'eau de Garaet bni m'hamed (suite). (Photos prises par Daha).

	<p><i>Chlorophytes</i></p>	<p><i>Closterium aciculare</i></p>
	<p><i>Chlorophytes</i></p>	<p><i>Reticulatum sp</i></p>
	<p><i>Cynobactéries</i></p>	<p><i>Microcystis aeruginosa</i></p>
	<p><i>Cynobactéries</i></p>	<p><i>Aphanocapsa muscicola</i></p>