

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

UNIVERSITE 08 Mai 1945 de GUELMA
FACULTE DES SCIENCES ET DE L'INGENIERIE

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



MEMOIRE

Présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Magister en
BIOLOGIE

Option : Hydro-écologie
Santé, eau et environnement

THÈME

Etude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Taher (Benazzouz, wilaya de Skikda)

Présenté par :

Seyf Eddine MERZOUG

Membres de jury :

Président : **BENOUARETH D.E. (Pr.)**

Promoteur : **HOUHAMDI M. (Pr.)**

Examineurs : **KACHI S. (M.C.)**

: **NAOUAR T. (M.C.)**

Université de Guelma

Université de Guelma

Université de Guelma

Université de Guelma

2009



Remerciements

Je remercie Allah, le bon Dieu miséricordieux de m'avoir aidé à réaliser ce travail.

Je tiens à remercier mes très chers parents pour toutes leurs prières. Je remercie très particulièrement mes sœurs et mes beaux frères pour leur soutien et encouragement.

*J'exprime mes plus vifs remerciements à Monsieur **BENOUARETH D.E.**, Professeur au département de biologie à l'université de Guelma, pour m'avoir fait l'honneur de présider ce jury. Qu'il trouve ici le témoignage de ma très haute considération.*

*Je tiens à remercier aussi Monsieur **KACHI S.**, Maître de conférences au département de Biologie à l'Université de Guelma, pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury.*

*Je remercie également Monsieur **NAOUAR T.**, Maître de conférences au département de chimie à l'Université de Guelma, pour son aide et d'avoir accepté aussi participé à ce jury.*

*Ma reconnaissance, ma vive gratitude et mes sincères remerciements vont aussi à Monsieur **HOUHAMDI M.**, Maître de conférences au département de Biologie pour m'avoir dirigé tout au long de la réalisation de ce travail. Ses orientations, ses encouragements, sa disponibilité constante m'ont été d'une précieuse aide.*

*Je ne saurais oublier de remercier M^{lle} **Metallaoui S.** pour son aide et d'avoir accepté notre invitation.*

*Mes sincères remerciements vont à toute ma promotion de post-graduation, **Hallassi I., Amor abda W., Aouissi A., CHibani S., Meziane N., Fouzari A., Bouaguel L., Bougoudjil S., Elafri A., Charchar N., et Bouchaala L.***

*J'associe à mes remerciements tous ceux qui m'ont aidé dans la réalisation de ce mémoire et plus particulièrement, **Pr. OUNISSI M. et Mr. BOUKEDDINE M.** qui m'ont beaucoup soutenu.*

Enfin, j'exprime ma vive et profonde reconnaissance à tous ceux que j'ai oublié de citer et qui de près ou de loin se sont associés pour l'élaboration de ce travail.

Dédicaces

Louange à Dieu le Miséricordieux qui m'a éclairé la voix de la science et de la connaissance et par sa grâce j'ai réussi à achever ce travail.

Je dédie ce travail, fruit de recherche et d'étude:

A celle qui a veillé à mon chevet et à mon bien être et m'a entouré de tout son amour et son affection, l'être le plus cher au monde et à mon cœur ma mère "Messaouda".

A mon père "Ahcene", que Dieu le protège et le garde pour m'avoir orienté et appris à être un homme respectable et responsable.

A mes sœurs Linda, Karima et Halima pour leurs soutient moral, leurs affection et leurs encouragement ainsi mes beaux frères Mourad et Samir.

A mon neveu "Islam" au sourire d'ange qui me rappelle que la vie est pleine d'espoir.

A les nouveaux membres de la famille mon beau frère Hamid et mon nouveau neveu Youcef

Ma gratitude au personnels de la station de traitement des eaux potables pour leurs aides qu'ils m'ont porté pour me faciliter la tâche.

A Warda, Mohamed et Aymen du laboratoire de bactériologie.

Aux étudiants de 2^{ème} Année Master en Bio-marine (ANNA) pour leur disponibilité et leur compréhension.

Enfin à des personnes qui me sont très chères: Mohamed, Seyf, Amar (Nanou), Ismail, ardaly et Hamoudi, ainsi que Leila, Imene, Soumia, Sara, Zahra, Meriem, Ahlem et Amina.

Pour finir, je remercie tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire, en particulier les enseignants et les étudiants du département de biologie.

Seyf eddine.

Liste des tableaux

| N ^o de tableau | Titre du tableau | N ^o de page |
|---------------------------|--|------------------------|
| 01 | Données climatiques de la station météo de Skikda. (1984 à 2007). | 14 |
| 02 | <i>Check-list</i> des espèces végétales recensées dans Garaet Hadj Tahar | 18 |
| 03 | <i>Check-list</i> des oiseaux d'eau de Garaet Hadj Taher | 21 |
| 04 | <i>Check-list</i> des odonates du complexe Guerbes Sanhadja | 23 |
| 05 | Caractéristiques des points de prélèvement | 27 |
| 06 | Nature et période du prélèvement | 28 |
| 07 | Les principaux staphylocoques isolés en microbiologie | 44 |
| 08 | Caractéristiques d'identification des principales espèces de <i>Pseudomonas</i> | 46 |
| 09 | Différences majeures entre les <i>Vibrio</i>, <i>Pleisiomonas</i> et <i>Aeromonas</i> | 48 |
| 10 | Caractères d'identification biochimique de <i>Shigella</i> | 53 |
| 11 | Classifications des eaux d'après leur pH | 66 |
| 12 | Classifications des eaux d'après leur conductivité | 67 |
| 13 | Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit) | 68 |

| | | |
|----|---|---------|
| 14 | Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température | 82 |
| 15 | Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique | 85 |
| 16 | Qualité de l'eau de Garaet Hadj Taher, en fonction du pourcentage de saturation en oxygène dissous | 87 |
| 17 | Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la turbidité | 89 |
| 18 | Qualité des eaux en fonction de la quantité de Magnésium | 95 |
| 19 | Grille de qualité des eaux en fonctions des nitrates | 100 |
| 20 | Grille de la qualité des eaux en fonction des nitrites | 101 |
| 21 | Aspect macroscopique et microscopique des colonies | 110 |
| 22 | Résultats d'identification des germes par APi20E | 113 |
| 23 | Table NPP | Annexe2 |
| 24 | Tableau de lecture de l'APi20E | Annexe3 |

Liste des figures

| Nº de figure | Titre de figure | Nº de page |
|---------------------|---|-------------------|
| 01 | Le complexe de zones humides de la Numidie orientale | 4 |
| 02 | Localisation de la Numidie occidentale | 5 |
| 03 | Complexe de zones humides de Guerbes Sanhadja | 8 |
| 04 | Image satellite de Garaet Hadj Tahar | 9 |
| 05 | Dessin à main levée de Garaet Hadj Tahar | 10 |
| 06 | Photos de Garaet Hadj Tahar prise en mois de juillet | 10 |
| 07 | Photos de Garaet Hadj Tahar prise en mois de janvier | 11 |
| 08 | Diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gausse H | 16 |
| 09 | Situation de la station météorologique de la wilaya de Skikda dans le climagramme d'Emberger | 17 |
| 10 | Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiables à 22 et à 37°C dans les eaux | 31 |
| 11 | Organigramme de la NPP | 36 |
| 12 | Organigramme de dénombrement des streptocoques fécaux | 39 |
| 13 | Lecture de la catalase | 44 |
| 14 | Lecture de la staphylocoagulase | 44 |
| 15 | Organigramme de recherche et d'identification des vibrio | 49 |
| 16 | Schéma d'une agglutination des vibrio | 48 |
| 17 | Test d'oxydase | 56 |

| | | |
|----|--|----|
| 18 | Test de citrate | 57 |
| 19 | Réaction d'indole positive | 58 |
| 20 | Réaction d'indole négative | 58 |
| 21 | Préparation de l'inoculum | 60 |
| 22 | Galerie API20E | 60 |
| 23 | Fiches des résultats de l'API20E | 61 |
| 24 | Dosage des chlorures | 69 |
| 25 | Dosage de calcium | 72 |
| 26 | Variations de la température de l'eau du Garaet Hadj Taher | 80 |
| 27 | Variations de la température moyenne de l'eau de Garaet Hadj Taher | 81 |
| 28 | Variations spatio-temporelles du pH de l'eau de Garaet Hadj Taher | 83 |
| 29 | Variations du pH moyen des eaux de Garaet Hadj Taher | 83 |
| 30 | Variations spatio-temporelles de la conductivité électrique de l'eau de Garaet Hadj Taher | 84 |
| 31 | Variations des teneurs d'Oxygène dissous en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher | 86 |
| 32 | Variations du % de saturation en oxygène dissous de l'eau de Garaet Hadj Taher | 86 |
| 33 | Variations mensuelles de la salinité de l'eau de Garaet Hadj Taher | 88 |
| 34 | Variations de la turbidité de l'eau de Garaet Hadj Taher | 89 |
| 35 | Teneurs en chlorures en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher | 90 |
| 36 | Variations spatio-temporelles de la TDS de l'eau de Garaet Hadj Taher | 91 |

| | | |
|----|--|-----|
| 37 | Variations des teneurs en matière organique en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher | 92 |
| 38 | Variations des teneurs en Calcium dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 94 |
| 39 | Variations des teneurs en Magnésium dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 95 |
| 40 | Variations des teneurs en résidu sec en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher | 96 |
| 41 | Variations des MES en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher | 97 |
| 42 | Variations des carbonates en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher | 98 |
| 43 | Variations des teneurs des nitrates dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 99 |
| 44 | Variations des teneurs des nitrites dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 101 |
| 45 | Variations des teneurs de l'ammonium dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 102 |
| 46 | Variations des teneurs en phosphate dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 103 |
| 47 | Variations des teneurs en silicium dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 104 |
| 48 | Evaluation de la flore mésophile totale à 37°C de l'eau de Garaet Hadj Taher | 106 |
| 49 | Evaluation de la flore mésophile totale a 22°C de l'eau de Garaet Hadj Taher | 106 |
| 50 | Estimation des coliformes totaux /ml dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 107 |
| 51 | Estimation des coliformes fécaux /ml dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 108 |
| 52 | Estimations des streptocoques fécaux / ml dans l'eau de Garaet Hadj Taher | 109 |
| 53 | Les milieux géloses utilisés pour la recherche des germes pathogènes | 110 |

| | | |
|----------|--|----------|
| 54 | Aspect des colonies sur gélose Mac- Conkey | 111 |
| 55 | Aspect des bacilles Gram(-). | 111 |
| 56 | Aspect des colonies jaunes sur gélose Chapman | 111 |
| 57 | Aspect des cocci Gram(+) Regroupées en amas | 111 |
| 58 | Aspect des colonies noires sur gélose viande foie | 111 |
| 59 | Aspect des Bacilles Gram(+). | 111 |
| 60 et 61 | Aspects microscopiques des levures | 112 |
| 62 | Aspect des colonies sur gélose Hektoène | 112 |
| 63et 64 | Résultats de quelques identifications biochimiques par APi20E | 113 |
| 65 | Localisation des points de prélèvement à Garaet Hadj Taher | Annexe 4 |

Sommaire

Sommaire

| | |
|---|----------|
| Introduction | 1 |
| | |
| Chapitre I : Description du site d'étude | 3 |
| | |
| 1- Généralité sur le complexe de zones humides de Gerbes Sanhadja | 3 |
| 2- Données sur les principales zones humides de Guerbes-Sanhadja | 5 |
| 2-1- Garaet Béni M'hamed | 5 |
| 2-2- Garaet El Haouas | 5 |
| 2-3- Nechaa Khallaba | 6 |
| 2-4- Garaet Boumaiza | 6 |
| 2-5- Garaet Chichaya | 6 |
| 2-6- Garaet Sidi Makhlouf | 7 |
| 2-7- Garaet Sidi Fritis | 7 |
| 2-8- Nechaa Demnat Ataoua | 7 |
| 3- Présentation du site d'étude (Garaet Hadj Taher) | 9 |
| 3-1- Historique sur El Hadj Taher | 11 |
| 3-2- Coordonnées géographiques | 11 |
| 3-3- Situation administrative | 12 |
| 3-4- Géologie, géomorphologie et type de sol | 12 |
| 3-5- Hydrologie | 13 |
| 3-6- Etude climatique | 13 |
| 3-6-1- La température | 14 |
| 3-6-2- La pluviométrie | 15 |
| 3-6-3- Les vents | 15 |
| 3-6-4- Synthèse climatique | 15 |
| 3-7- Cadre biotique | 18 |
| 3-7-1- La flore | 18 |
| 3-7-2- La faune | 21 |
| 3-7-2-1- L'avifaune aquatique de Garaet Hadj Taher | 21 |
| 3-7-2-2- L'odonatofaune (insectes et autres invertébrés aquatiques) | 23 |
| 3-7-2-3- Les vertébrés | 23 |
| 4- Exploitation de site | 24 |

| | |
|--|-----------|
| 4-1- L'agriculture et l'irrigation | 24 |
| 4-2- Le braconnage | 24 |
| 4-3- Le pâturage | 24 |
| | |
| Chapitre II: Matériel et méthodes | 25 |
| | |
| 1- Échantillonnage | 25 |
| 1-1- Matériel d'échantillonnage | 25 |
| 1-2- Mode de prélèvement | 26 |
| 1-3- Enregistrements et étiquetage des échantillons | 26 |
| 1-4- Transport et conservation de l'échantillon avant l'analyse | 27 |
| 2- Caractéristiques des points de prélèvement | 27 |
| 3- Nature et période du prélèvement | 28 |
| 4-L'analyse bactériologique | 29 |
| 4-1- Les coliformes | 29 |
| 4-2- Les coliformes fécaux | 29 |
| 4-3- Les streptocoques fécaux | 30 |
| 4-4- Matériel | 30 |
| 4-5- Méthodes d'analyse bactériologiques de l'eau | 30 |
| 4-5-1 Evaluation des germes totaux (GT) | 30 |
| 4.5.2 Recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux avec identification d' <i>Escherichia coli</i> en milieu liquide | 33 |
| 4-5-3- Recherche et dénombrement des Streptocoques méthode générale par ensemencement en milieu liquide | 37 |
| 4-5-4- Recherche et dénombrement des Spores de bactéries anaérobies Sulfito-réductrices et de <i>Clostridium</i> sulfito-réducteurs | 40 |
| 4-5-5- Recherche des germes pathogènes | 42 |
| 4-5-6- Tests complémentaires | 54 |
| 5- Détermination de la qualité physico-chimique de l'eau | 64 |
| 5-1- Mesure <i>in situ</i> | 65 |
| 5-2- La salinité | 68 |
| 5-3- La turbidité | 68 |
| 5-4- Les chlorures | 69 |
| 5-5- Le taux des sels dissous (TDS) | 70 |
| 5-6- La matière organique | 70 |

| | |
|--|-----------|
| 5-7- Dosage de calcium (Ca^{+2}) | 71 |
| 5-8- Dosage de magnésium (Mg^{+2}) | 72 |
| 5-9- Résidus secs | 72 |
| 5-10- Matières en suspension (MES) | 73 |
| 5-11- Détermination de l'alcalinité (HCO_3^-) | 74 |
| 5-12- L'azote des nitrates | 74 |
| 5-13- L'azote des nitrites | 75 |
| 5-14- L'azote ammoniacal | 76 |
| 5-15- Les phosphates (PO_4^-) | 77 |
| 5-16- Dosage du silicium dissous | 78 |
| | |
| Chapitre III : Résultats et discussion | 80 |
| | |
| 1- Paramètre physico-chimique | 80 |
| 1-1- La couleur apparente | 80 |
| 1-2- La température | 80 |
| 1-3- Le pH | 82 |
| 1-4- La conductivité électrique | 84 |
| 1-5- L'oxygène dissous | 85 |
| 1-6- La salinité | 88 |
| 1-7- La turbidité | 89 |
| 1-8- Les chlorures | 90 |
| 1-9- Les TDS | 91 |
| 1-10- La matière organique | 92 |
| 1-11- Calcium (Ca^{+2}) | 93 |
| 1-12- Magnésium (Mg^{+2}) | 94 |
| 1-13- Résidus sec à 105°C | 96 |
| 1-14- Matières en suspension (MES) | 97 |
| 1-15- L'alcalinité (HCO_3^-) | 98 |
| 1-16- Nitrates (NO_3^-) | 99 |
| 1-17- Nitrites (NO_2^-) | 100 |
| 1-18- Ammonium (NH_4^+) | 102 |
| 1-19- Phosphates (PO_4^{-2}) | 103 |
| 1-20- Silicium (Si) | 104 |
| 2. Paramètres bactériologique | 105 |

| | |
|---------------------------------------|------------|
| 2-1- Les germes totaux | 105 |
| 2-2- Les coliformes totaux et fécaux | 107 |
| 2.3. Les streptocoques fécaux | 108 |
| 2.4. Recherches des germes pathogènes | 109 |
| Conclusion | 114 |
| Résumé | 116 |
| Références bibliographiques | 119 |
| Annexes | |

Introduction

INTRODUCTION

L'importance des zones humides ne tient pas à leur superficie globale, car elles ne couvrent que 6% des terres émergées soient environ 1,5% de la planète, mais à leur localisation dans le paysage, à leur structure et à l'ensemble des processus qui s'y manifestent de façon particulière. (**Mitsch et Gosselin, 1993**).

La conservation de ces zones humides apparaît comme l'une des priorités. Cela tient à l'importance du patrimoine qu'elles constituent et les fonctions qu'elles assurent. Les dernières décennies ont été marquées par la régression des zones humides dans le monde entier pourtant leur préservation est une absolue nécessité car l'utilité de ces territoires est aujourd'hui clairement démontrée : bassins naturels d'expansion des crues, lieux d'autoépuration performants capables d'absorber une grande quantité d'azote et participent à la régulation des microclimats. Les zones humides assument dans leur globalité les différentes fonctions essentielles à la vie des organismes qui y résident, et se caractérisent ainsi par une productivité biologique nettement plus élevée que les autres milieux.

La production du milieu naturel conserve la bonne qualité des eaux contre toute pollution urbaine ou industrielle. Le besoin est urgent d'une approche intégrée et plus appropriée de la gestion, des bassins versants et des eaux à des fins de conservation des zones humides. Il faut prendre dès maintenant les mesures qui s'imposent pour freiner le déclin de ces écosystèmes actuellement exploitées à des niveaux insoutenables.

La convention sur les zones humides (plus connue sous le nom de convention de Ramsar), traité intergouvernemental qui a pour mission de conserver les zones humides, le reconnaît. En fait, devenir signataire de la convention sur les zones humides ne signifie pas que l'on s'engage à "protéger les zones humides" mais plutôt l'on entreprend de les utiliser rationnellement. (**Boumezbeur, 2000**).

L'Algérie abrite une gamme de zones humides très diversifiées, lacs, lagunes, marais, sebkha. L'adhésion de l'Algérie à la convention de Ramsar a été effective en 1984, à ce jour, 42 sites sont classés sur la liste de Ramsar des zones humides d'importance internationale, couvrant une superficie de 2.958.704ha représentant 0,78% du territoire national. (Contre 0,02 et 0,08% respectivement pour le Maroc et la Tunisie).

La Numidie occidentale (Nord Est algérien) représentée par le complexe de Gerbes Sanhadja site Ramsar depuis 02/02/2001, contient 31 sites humides (Samraoui et De Belair 1997), représentée ici par Garaet Hadj Taher (36°51',50 N, 07°15',57 E) située à une vingtaine de kilomètre de la Méditerranée et l'un des plus grands plans d'eau de ce complexe. Ce site joue un rôle primordial dans le maintien de l'avifaune aquatique, elle accueille chaque année plus de 8000 oiseaux d'eau. (**Metallaoui et Houhamdi, 2008**).

L'eau de cet écosystème est sans cesse utilisée par les riverains pour l'irrigation intensive des cultures maraîchères avoisinants.

Le but de ce travail est de déterminer la qualité physico-chimique et microbiologique de l'eau de cette zone humide du littoral algérien. Notre démarche s'articule sur 3 chapitres.

Le premier est réservé à la description de la Numidie algérienne et particulièrement de Garaet Hadj Taher. Il rassemble une synthèse bibliographique du site consternant la géologique, hydrologique, climatologie et du cadre biotique.

Le second présente la méthodologie utilisé pour la détermination de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau de ce hydrosystème.

Enfin, un troisième (chapitre résultats) qui sous forme de graphes et d'histogrammes expose les résultats obtenus eu cours de toute la période d'étude.

Ses trois chapitres sont suivis d'une conclusion qui clôtüre ce mémoire.



Chapitre I

La Numidie algérienne, située dans le Nord – Est algérien, est réputée pour ses zones humides réparties en deux grands complexes séparés par Oued Seybouse: la Numidie orientale composée des complexes de Annaba et El-Kala et la Numidie occidentale représentée par le complexe de Gerbes-Sanhadja et le Lac Fetzara. (**Samraoui et De Belair, 1997**).

La Numidie orientale (Fig.1) délimitée dans sa partie occidentale par Oued Seybouse, a pour limite septentrionale la Méditerranée et pour limite méridionale les collines de l'Atlas tellien, tandis que les frontières Algéro-tunisiennes, la délimitent à l'Est. (**Samraoui et De Belair 1997, Houhamdi 1998/2002**). Cette région de l'Algérie renferme un grand nombre de sites humides exceptionnels possédant une grande diversité des écosystèmes marins, lacustres et forestiers qui renferment une richesse animale et végétale élevée. Ces zones humides s'étendent sur une superficie de 156000ha.

La Numidie occidentale (Fig.2) représentée par le complexe de Gerbes-Sanhadja, est située au Nord – Est de l'Algérie dans la Wilaya de Skikda et à l'Ouest de Annaba et de complexe de zones humides d'EL-Kala. Elle est délimitée au Nord par la Méditerranée, à l'Est par la Wilaya de Annaba, au Sud par la plaine de Bekouch Lakhder et par l'Ouest les forêts de Sanhadja. La superficie totale de la zone homogène s'étend sur 42100ha.

1. Généralité sur le complexe de zones humides de Gerbes Sanhadja

C'est une grande plaine littorale, d'une superficie de 42.100ha bordée à l'Ouest par les collines côtières de Skikda et à l'Est par le massif forestier côtier de Chetaibi. Les altitudes de la zone se situent entre 0 et 200 mètres, 48,5% des terres ont une pente inférieure ou égale à 3%. Les principales unités lithologiques sont essentiellement formées de dépôts éoliens et alluviaux. Le caractère remarquable de la flore et la faune de cette région a pour origine la diversité morphologique et son emplacement dans un carrefour bioclimatique entraînant une richesse élevée de la biodiversité. (**Boumezbeur, 2000**).

Le massif dunaire continental de la plaine de Gerbes-Sanhadja est le réservoir hydrique d'environ 40 hectomètres cubes qui génère une multitude de dépressions et de vallées formant lacs et Garaet (**Joleaud, 1936**), de quelques hectares de superficie à plusieurs dizaines d'hectares. A l'Est et au Sud de ce massif, Oued EL Kébir et ses affluents, aux nombreux méandres (en raison de faible pente) alimentent une série de collections d'eaux naturelles ou artificielles (petit barrage ou retenues collinaires). Le contact dunes-plaines alluviales a formé des forêts humides (aulnaies) pouvant atteindre 180ha. La plupart de ces milieux ont un sol à pH acide ou neutre se développant très fréquemment sur de la tourbe, les principales zones humides de cet écosystème sont: Garaet Béni M'hamed, Garaet Lemsoussa, Garaet Moussissi, Garaet El Haouas, Garaet Hadj Taher, Garaet Cherouk, Garaet Sidi Fritis, Garaet Dahria et Garaet Boumaiza (Fig.2).

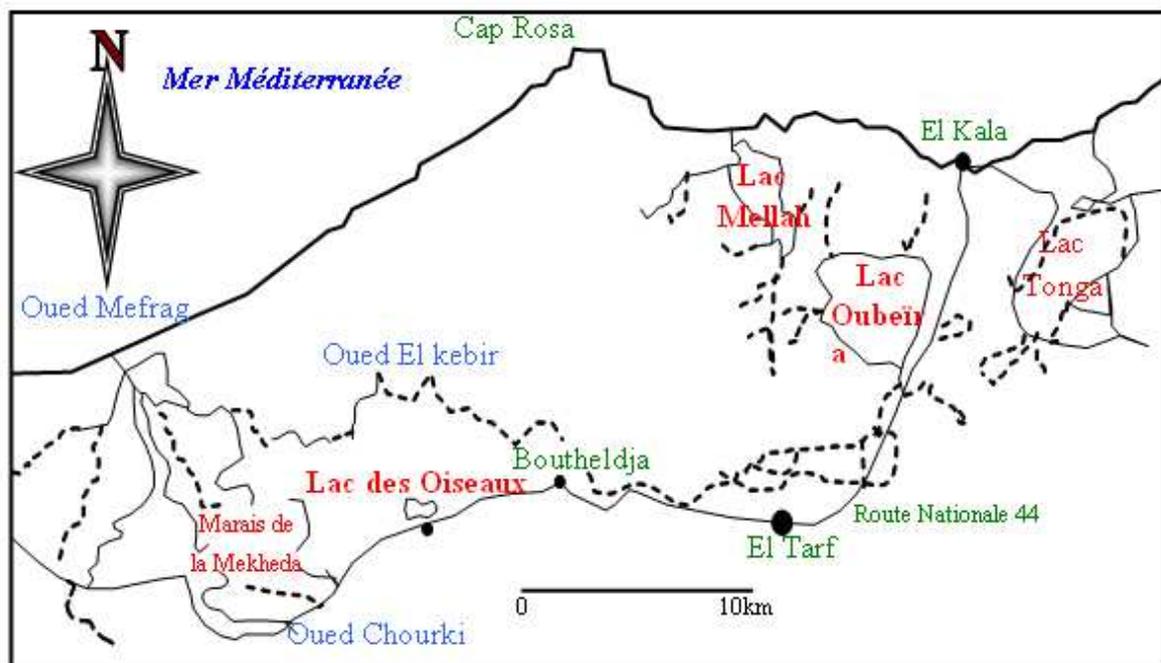


Fig. 1. Le complexe de zones humides de la Numidie orientale.
(Houhamdi, 2002).

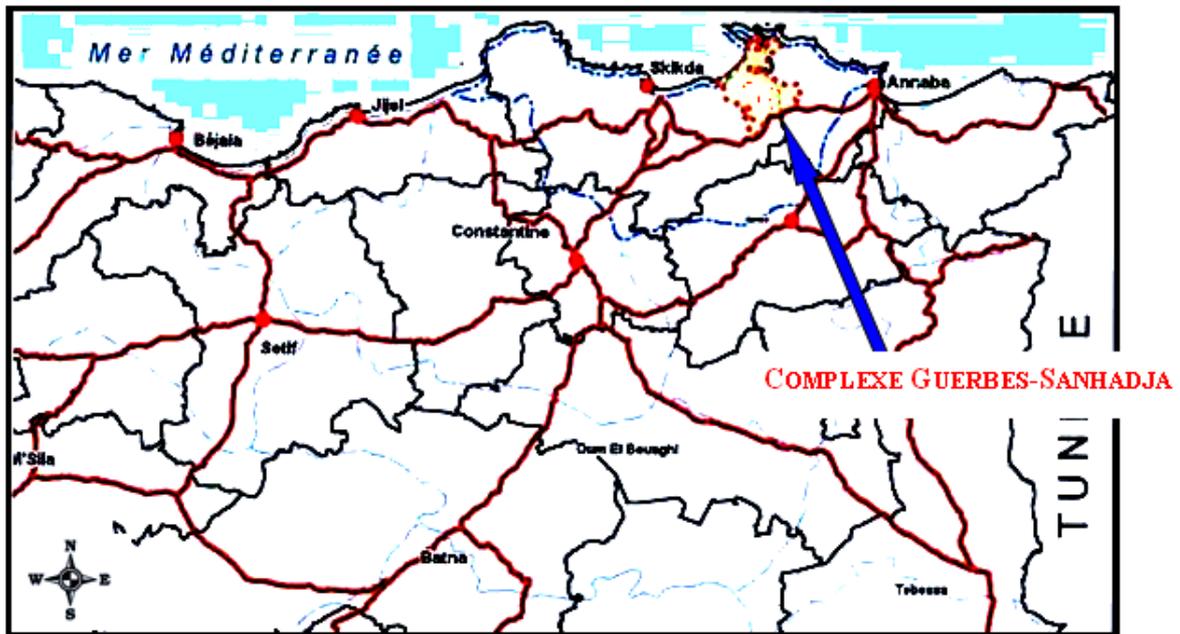


Fig. 2. Localisation de la Numidie occidentale. (BOUMEZBEUR, 2001).

2. Données sur les principales zones humides de Gerbes-Sanhadja

2.1. Garaet Béni M'hamed:

Ce marais salé ($36^{\circ} 57' N$, $7^{\circ} 16' E$) occupe une surface d'environ 380ha, il est situé sur la rive droite de l'estuaire de Oued El Kébir (Fig.3). Il est dominé par des plantes halophytes et il est alimenté régulièrement par Oued El Kébir. Son sol est composé principalement d'alluvions. (Samraoui et De Belair, 1997).

2.2. Garaet El Haouas:

Cette Garaet ($36^{\circ} 58' N$, $7^{\circ} 18' E$) occupe une surface d'environ 260ha. Elle est située dans la rive gauche d'Oued El Kébir. Elle s'étend entre les dunes de Guerbes du côté Ouest et les rives de Oued El Kébir au côté Est (Fig.3). Le substratum est formé par le sédiment et le sable dunaire. (Samraoui et De Belair, 1997).

2.3. Nechaa Khallaba:

Ce site (36° 5' 516 N, 7° 17' 576 E) s'étend sur une surface d'environ 75ha (Fig.3), elle est constituée exclusivement presque d'*Alnus glutinosa*, et présente une largeur de deux à trois cent mètres et une longueur de trois à quatre km. Le substrat de ces aulnes est exclusivement composé de tourbe et de sable à cause de l'abondance de la matière organique laissée par cette forêt humide. **(Samraoui et De Belair, 1997).**

2.4. Garaet Boumaiza:

Cette Garaet (36° 49' 155 N, 7° 18' 975 E) occupe une surface d'environ 70ha. La plaine occupée par ce marais est traversée par une dépression Sud Est / Nord Ouest vers Oued El Kébir. Cette dépression était probablement un affluent ou une forme de ce lit de cet Oued. La composition des dépôts alluviaux a entraîné la formation de sols salés impropres à l'agriculture. **(Samraoui et De Belair, 1997).**

2.5. Garaet Chichaya:

Ce marais (36° 53' 791 N, 7° 18' 230 E) occupe une surface d'environ 50ha orienté Nord Ouest / Sud Est, alimenté par les eaux dunaires souterraines et les dépressions ouvertes vers le Sud Est, près de la plaine alluviale de Oued El Kébir. Il présente une continuité avec Garaet Sidi Makhlouf.

Son substrat est constitué dans le Nord-Ouest par des sables dunaires mélangés à la tourbe, ce sol est remplacé dans la partie Sud par une boue argileuse de la plaine, le Nord-Ouest est entièrement occupé par une aulnaie et il est composé des espèces habituelles à ce type de formation. **(Samraoui et De Belair, 1997).**

2.6. Garaet Sidi Makhlouf:

Ce site (36° 53' 094 N, 7° 18' 248 E) occupe une superficie d'environ 50ha. La situation géomorphologique et le substrat de ce site sont identiques à ceux de Garaet Chichaya. Elle est orientée Nord Ouest / Sud Est vers la plaine alluviale. **(Samraoui et De Belair, 1997).**

2.7. Garaet Sidi Fritis:

Le lac (36° 53' 957 N, 7° 17' 437 E) occupe une superficie d'environ 40ha. Il est situé dans une dépression inter dunaire orientée Nord Ouest / Sud Est, il est bordé à l'ouest par des dunes et à l'est par une prairie sèche. Son alimentation en eau provient essentiellement des nappes phréatiques. Il est composé de deux unités: une broussaille marécageuse d'environ 36ha située au Nord Ouest et un petit lac de 13h situé du Sud Est. A cause du pompage d'eau pour l'irrigation, il est souvent sec en été. Sa profondeur n'excède pas les 1,5m. L'éloignement de cette Garaet a favorisé sa présentation ce qui explique sa grande richesse floristique. **(Samraoui et De Belair, 1997).**

2.8. Nechaa Demnat Ataoua:

Ce site remarquable pour ces aulnes et son marais, (36° 56' N, 7° 14' 780 E) occupe une superficie d'environ 280ha. Il est localisé à l'Ouest du mont de l'Edough, dans le côté gauche de l'Oued El Kébir adoptant la direction Nord Ouest / Sud Est. Le sol est sableux dans le Nord Ouest en raison des dépôts dunaires, et devient graduellement argileux dans le Sud Est à cause des dépôts alluviaux d'Oued El Kébir. Le marais est alimenté par deux oueds (Oued Ras El ma et Oued El Kébir) qui trouvent leurs sources à base des dunes. **(Samraoui et De Belair, 1997).**

3. Présentation du site d'étude (Garaet Hadj Taher)

Garaet Hadj Taher est un marais d'eau douce permanent qui couvre 112ha. (Conservation des forêts de la Wilaya de Skikda, 2004).

Il est situé à une vingtaine de kilomètre de la Méditerranée et présente une forme ovale très allongé (Figs4 et 5.), entouré au Nord Ouest par une colline d'argile et de grés, qui se lèvent graduellement à 200m. A l'Est, nous trouvons les dunes et au Sud Est une plaine alluviale de Oued El Kébir. La dépression occupée par ce marais est orientée Nord Ouest/Sud Est.

La plus grande partie est couverte d'eau durant la période pluvieuse qui peut rester ainsi tout au long de l'année malgré l'évaporation d'été et le pompage local très intensif (Figs.6 et 7). Ce site joue un rôle important pour l'hivernage de l'avifaune aquatique. 54 espèces appartenant à 16 familles ont été recensées depuis 2006. (Metallaoui et Houhamdi, 2008).

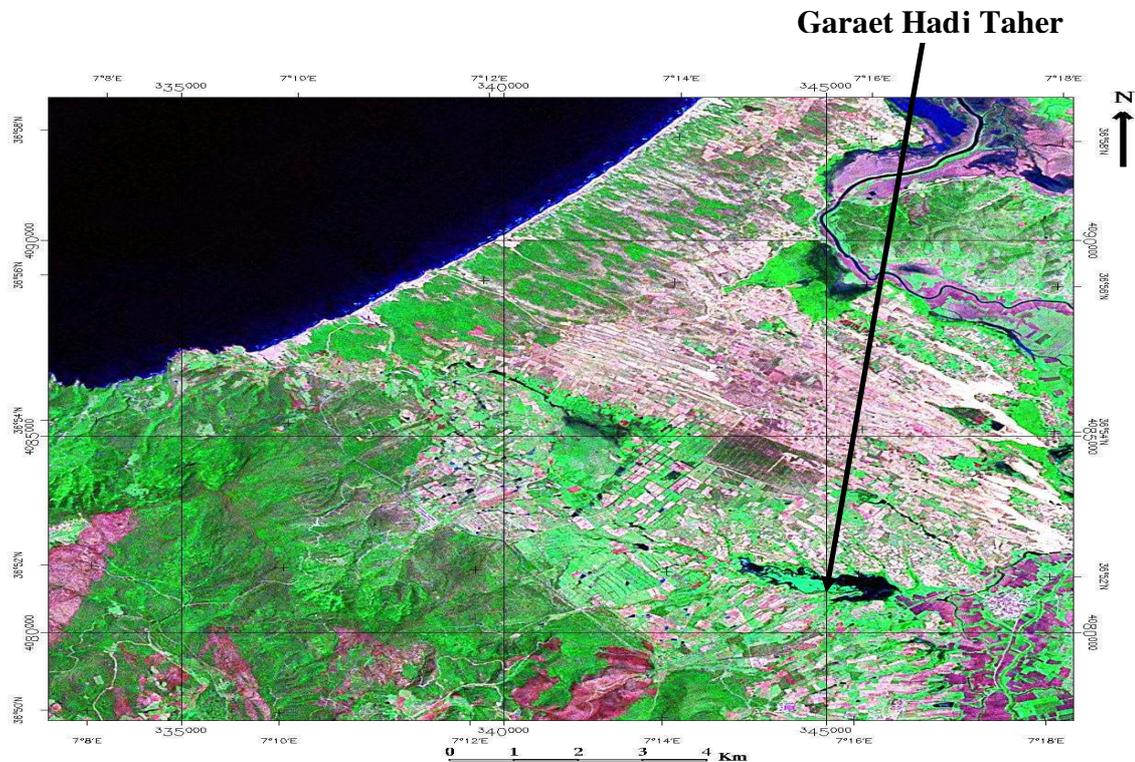


Fig. 4. Image satellite de Garaet Hadj Tahar (Mosaïque LANDSAT, N-32-35).

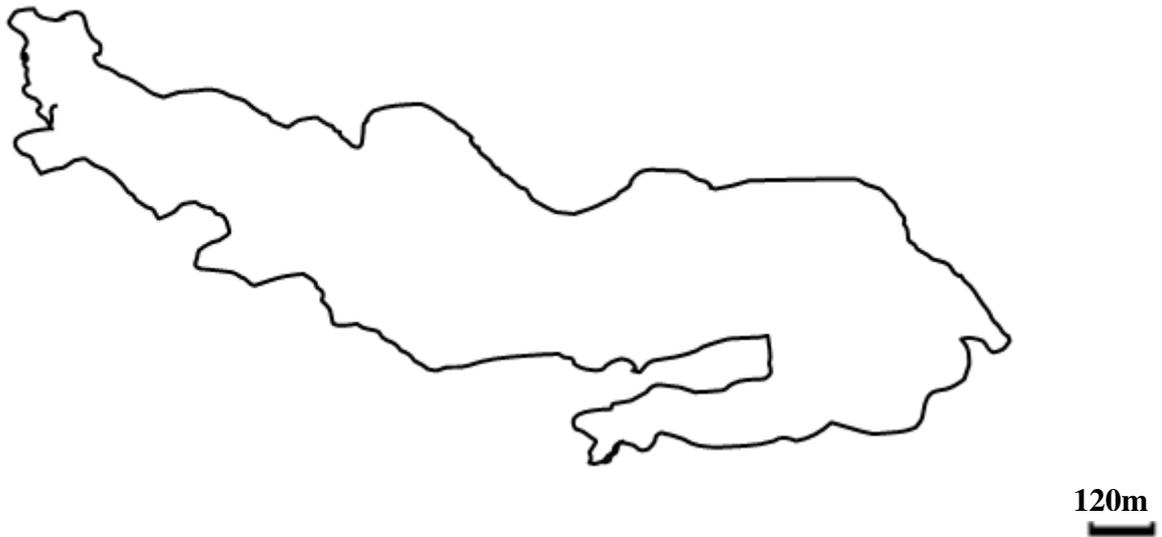


Fig. 5. Dessin à main levée de Garaet Hadj Tahar.



Fig. 6. Photos de Garaet Hadj Tahar prise en mois de juillet.



Fig. 7. Photos de Garaet Hadj Tahar prise en mois de janvier.

3.1. Historique sur El Hadj Taher:

Taher Ourtali, est un homme de religion et de foi né au 19^{ème} siècle dans les années quarante à GUEBLAAT ESSOUD, tribu des MERAIDIA. Son tombeau est à ce jour le pôle des visiteurs. Il mourut en 1924 à l'âge de 80ans dans les alentours de la Garaet où il fut inhumé.

Il a possédé de nombreuses terres et a fait donation d'une partie à la commune pour en faire un cimetière à qui porte actuellement son nom (Ali SENANI 19/02/2009 communication personnelle).

3.2. Coordonnées géographiques:

Garaet Hadj Taher se situe entre:

Latitude de 36° 51' 566 N à 36° 52' 092 N.

Longitude de 7° 16' 506 E à 7° 14' 696 E.

3.3. Situation administrative:

Sur le plan administratif, Garaet Hadj Taher dépend de la Wilaya de Skikda, de la Daïra de Ben Azzouz et de la Commune de Ben Azzouz.

3.4. Géologie, géomorphologie et type de sol:

La plaine de Guerbes est formée de deux parties l'une sableuse et l'autre argileuse. **(Benderradji, 2000).**

- **La partie sableuse:**

Elle est développée dans la partie Nord et Nord Est et forme une barrière qui sépare les dunes de la vallée d'Oued El Kébir. 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 fréquente, liés à la présence d'une couche d'argile qui empêche l'infiltration de l'eau et favorise ainsi une hydromorphie remontante. **(Benderradji, 2000).**

- **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 Kébir Ouest qui coule difficilement dans la vallée. **(Joleaud, 1936).**

Les travaux géologiques sur le Nord-Est algérien de Joleaud 1936, ainsi que la carte géologique de la Tunisie dressée en 1951 par Gastany affirment que le système géologique 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. **(Benderradji, 2000).**

3.5. Hydrologie:

Le système hydrologique appartient au grand bassin côtier constantinois. Le régime d'écoulement est exoréique. Le réseau hydrographique est composé d'un drain principal, appelé Oued El Kébir qui traverse la plaine alluviale de Ben Azzouz sur une longueur de plus de 20km. Il forme tout le long de son trajet de petites dépressions. Ses principaux affluents sont: Oued El Maboun, Oued Magroun, Oued El Aneb, Oued Siada, Oued Bougbaiba, Oued Fedj El Foul, Oued Derou Ka et Oued Moulay Djurf. Ces derniers alimentent en permanence les différentes Garaet. **(Joleaud, 1936).**

L'eau de Garaet Hadj Taher à une origine pluviale véhiculée par le principal affluent: Oued El Kébir et par les éboulements colluviaux qui remplissent graduellement ce marais.

3.6. Etude climatique:

Le complexe de zones humides de Guerbes Sanhadja est caractérisé par un climat méditerranéen. Par défaut de l'absence d'une station météorologique dans le site de notre étude, nos données ont été récoltées auprès de la station météorologique de la ville de Skikda le tableau ci-dessous rassemble des données de 12ans (1997-2008).

Tab. 1. Données climatiques de la station météo de Skikda. (1984 à 2007).

| | T° moyenne (c°) | | | Précipitation (mm) | Humidité relative (%) | Vent | |
|-----------|-----------------|-------|-------|-----------------------|-----------------------------|-------------------------------|---------------------------|
| | Mini | Max | Moy | | | Vitesse moyenne (m/sec) | Vitesse max (m/sec) |
| Janvier | 8.98 | 16,98 | 13.00 | 112 | 77 | 3,53 | 19.1 |
| Février | 9.98 | 16,30 | 13.15 | 95 | 73 | 3,44 | 18.9 |
| Mars | 10.78 | 19.30 | 15.07 | 64 | 72 | 3,13 | 18.7 |
| Avril | 13.31 | 22.14 | 17.46 | 48 | 72 | 3,14 | 18.4 |
| Mai | 15,20 | 23,77 | 20.28 | 46 | 69 | 2.80 | 15.3 |
| Juin | 19.70 | 26,97 | 23.43 | 15 | 70 | 2.73 | 14.9 |
| Juillet | 21,91 | 28.94 | 25.43 | 08 | 73 | 2,83 | 14.8 |
| Août | 22,23 | 29.66 | 26.08 | 11 | 71 | 2,77 | 15.4 |
| Septembre | 20.26 | 26.70 | 23.46 | 56 | 74 | 2.78 | 15.2 |
| Octobre | 16.11 | 25,52 | 21.48 | 52 | 71 | 2.93 | 15.2 |
| Novembre | 12.53 | 20,25 | 16.41 | 113 | 73 | 3,58 | 18.5 |
| Décembre | 9,69 | 17.13 | 12,47 | 144 | 75 | 4.10 | 20.1 |

Données climatiques de la station météorologique de Skikda.

3.6.1. La température:

A partir de ces données nous constatons que le mois d'août est le mois le plus chaud avec une température maximale de 29,66°C et que le mois de janvier est le mois le plus froid avec une température minimale de 8,98°C.

3.6.2. La pluviométrie:

La précipitation annuelle dans la région de Skikda équivaut à 780mm. Ainsi le mois de décembre est le mois le plus pluvieux avec une pluviométrie moyenne de 144mm, et le mois de juillet est le mois le plus sec avec une précipitation moyenne de 08mm.

3.6.3. Les vents:

La région de Skikda est très exposée aux vents. La vitesse maximale des vents qui soufflent sur cette dernière est enregistrée durant le moi de décembre avec une valeur de 20,1m/s. La valeur moyenne minimale est enregistrée en mois de juillet avec 2,83 m/s.

3.6.4. Synthèse climatique:

- **Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен:**

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls 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'étale sur cinq mois, allant de mois de mai jusqu'à le mois de septembre (Fig.8).

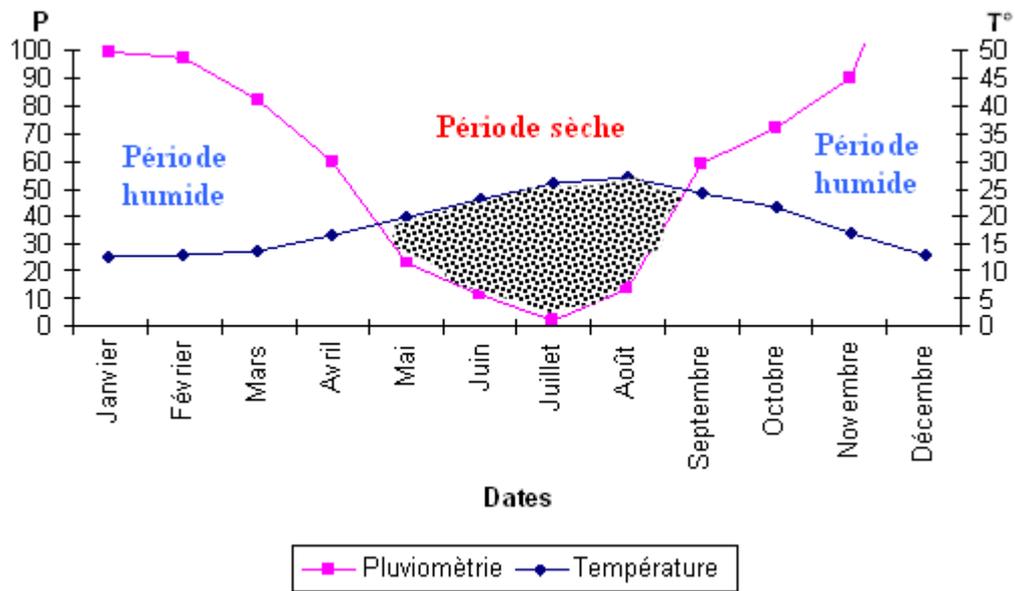


Fig. 8. Diagramme Ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN H.

- **L'indice pluviométrique d'EMBERGER:**

L'indice pluviométrique d'EMBERGER nous aide à définir les cinq étages de climat méditerranéen du plus aride jusqu'à celui de haut montage. (Emberger, 1955)

Son principe se base sur le régime des précipitations et des températures qui s'exprime selon la formule suivante:

$$Q_2 = \frac{1000 \cdot P}{\left[\frac{M + m}{2} \right] (M - m)}$$

Q_2 = quotient pluviométrique d'EMBERGER.

P = précipitation annuelle moyenne (mm).

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

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

Le quotient pluviométrique d'EMBERGER indique que la Numidie occidentale appartient à l'étage bioclimatique de végétation subhumide à hiver chaud (Fig.9).

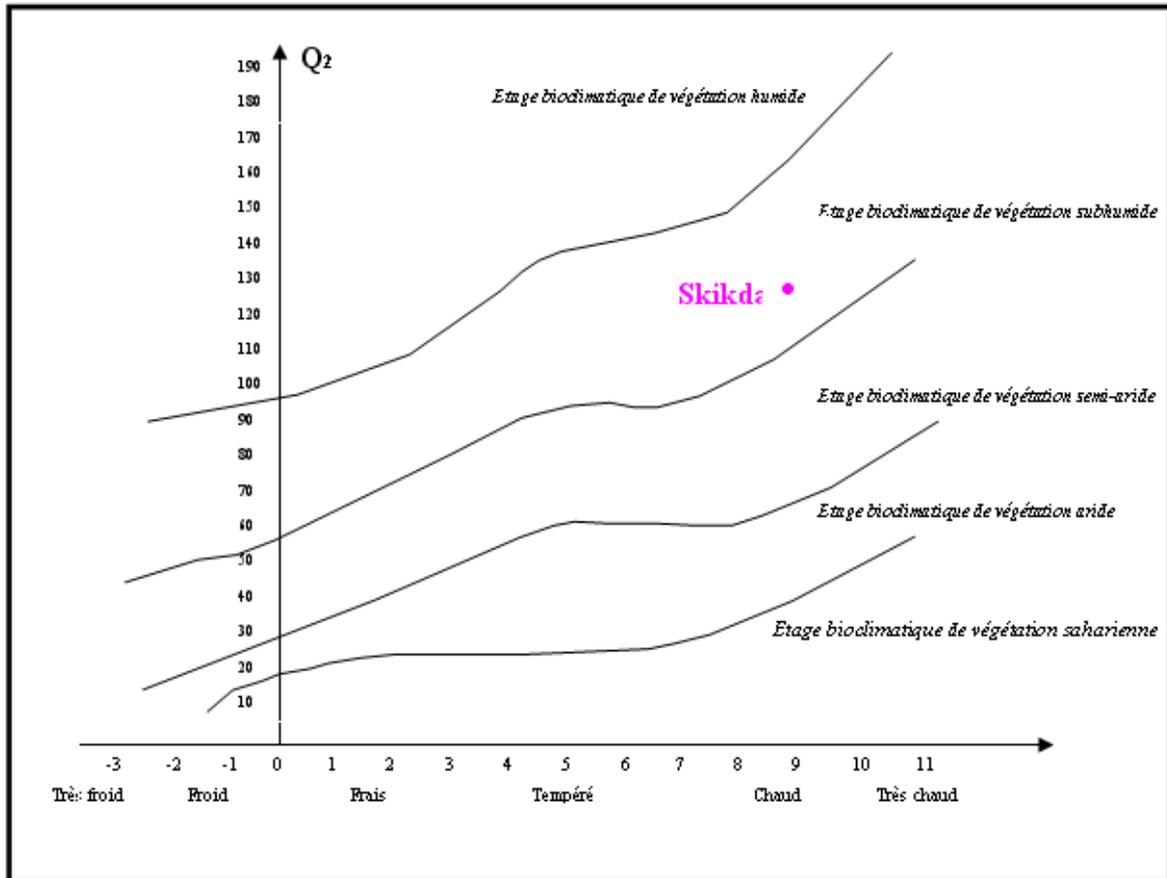


Fig. 9. Situation de la station météorologique de la wilaya de Skikda dans le climagramme d'EMBERGER.

3.7 Cadre biotique:

3.7.1. La flore:

La diversité biologique du complexe de Gerbes Sanhadja se résume à sa grande richesse floristique (Tab.2), qui est estimé à 89 espèces appartenant à 43 familles. (Samraoui et De Belair, 1997)

Tab.2. Check-list des espèces végétales recensées dans Garaet Hadj Tahar (SAMRAOUI et DE BELAIR, 1997).

| | |
|---|--------------------------------|
| 1. Famille des Alismatacées | |
| 1.1 <i>Alisma plantago-aquatica</i> | |
| 2. Famille des Amaranthacées | |
| 2.1 <i>Alternanthera sessilis</i> | |
| 3. Famille des Apiacées | |
| 3.1 <i>Apium crassipes</i> | 3.4 <i>Kundmania sicula</i> |
| 3.2 <i>Apium nodiflorum</i> | 3.5 <i>Oenanthe fistulosa</i> |
| 3.3 <i>Daucus carota ssp maximus</i> | |
| 4. Famille des Aracées | |
| 4.1 <i>Lemna gibba</i> | 4.2 <i>Lemna minor</i> |
| 5. Famille des Arctidées | |
| 5.1 <i>Senecio jacobaea</i> | |
| 6. Famille des Asparagacées | |
| 6.1 <i>Asparagus acutifolius</i> | |
| 7. Famille des Asteracées | |
| 7.1 <i>Cotula coronopifolia</i> | 7.3 <i>Echinops spinosus</i> |
| 7.2 <i>Chondrilla juncea</i> | 7.4 <i>Scolymus hispanicus</i> |
| 8. Famille des Betulacées | |
| 8.1. <i>Alnus glutinosa</i> | |
| 9. Famille des Callitrichacées | |
| 9.1 <i>Callitriche stagnalis</i> | |
| 10. Famille des Ceratophyllacées | |
| 10.1. <i>Ceratophyllum demersum</i> | |
| 11. Famille des Chenopodiacées | |
| 11.1. <i>Chenopodium ambrosioides</i> | |
| 12 Famille des Cyperacées | |

| | | | |
|--------------------------------------|-------------------------------|-------|-----------------------------|
| 12.1 | <i>Carex divisa</i> | 12.6 | <i>Eleocharis palustris</i> |
| 12.2 | <i>Carex muricata</i> | 12.7 | <i>Scirpus holoschoenus</i> |
| 12.3 | <i>Carex vulpina</i> | 12.8 | <i>Scirpus lacustris</i> |
| 12.4 | <i>Cyperus fuscus</i> | 12.9 | <i>Scirpus maritimus</i> |
| 12.5 | <i>Cyperus longus</i> | | |
| 13 Famille des Equisetacées | | | |
| 13.1 | <i>Equisetum ramosissimum</i> | | |
| 14 Famille des Euphorbiacées | | | |
| 14.1 | <i>Euphorbia helioscopia</i> | | |
| 15 Famille des Fabacées | | | |
| 15.1 | <i>Lotus pedunculatus</i> | 14.2. | <i>Trifolium repens</i> |
| 16 Famille des Hyacinthacées | | | |
| 16.1 | <i>Urginea maritima</i> | 16.2 | <i>Scilla autumnalis</i> |
| 17 Famille des Iridacées | | | |
| 17.1 | <i>Iris pseudoacorus</i> | | |
| 18. Famille des Juncacées | | | |
| 18.1 | <i>Juncus acutus</i> | 18.2. | <i>Juncus subnodulosus</i> |
| 19. Famille des Lamiacées | | | |
| 19.1 | <i>Mentha pulegium</i> | 19.3. | <i>Lycopus europaeus</i> |
| 19.2 | <i>Mentha suaveolens</i> | | |
| 20. Famille des Lemnacées | | | |
| 20.1 | <i>Wolffia arrhiza</i> | | |
| 21. Famille des Liliacées | | | |
| 21.1. | <i>Asphodelus aestivus</i> | | |
| 22. Famille des Lythracées | | | |
| 22.1 | <i>Lythrum salicaria</i> | 22.2. | <i>Lythrum junceum</i> |
| 23. Famille des Nymphaeacées | | | |
| 23.1 | <i>Nymphaea alba</i> | | |
| 24. Famille des Oléacées | | | |
| 24.1. | <i>Fraxinus angustifolia</i> | 24.2. | <i>Olea europaea</i> |
| 25. Famille des Orchidacées | | | |
| 25.1. | <i>Spiranthes spirali</i> | 25.2. | <i>Serapias lingua</i> |
| 26. Famille des Osmundacées | | | |
| 26.1. | <i>Osmunda regalis</i> | | |
| 27. Famille des Oenotheracées | | | |
| 27.1. | <i>Ludwigia palustris</i> | | |

| | |
|---|---|
| 28. Famille des Plantaginacées | |
| 28.1. <i>Plantago coronopus</i> | |
| 29. Famille des Poacées | |
| 29.1. <i>Aegilops triuncialis</i> | 29.7. <i>Festuca elatior</i> |
| 29.2. <i>Alopecurus bulbosus</i> | 29.8. <i>Leersia hexandra</i> |
| 29.3. <i>Crypsis alopecuroïdes</i> | 29.9. <i>Paspalum distichum</i> |
| 29.4. <i>Cynodon dactylon</i> | 29.10. <i>Phragmites australis</i> |
| 29.5. <i>Digitaria sanguinalis</i> | 29.11. <i>Poa trivialis</i> |
| 29.6. <i>Echinochloa crus-galli</i> | |
| 30. Famille des Polygonacées | |
| 30.1. <i>Polygonum salicifolium</i> | 30.3. <i>Rumex conglomeratus</i> |
| 30.2. <i>Rumex pulcher</i> | |
| 31. Famille des Portulacées | |
| 31.1. <i>Portulaca oleracea</i> | |
| 32. Famille des Potamogetonacées | |
| 32.1. <i>Potamogeton lucens</i> | 31.2. <i>Potamogeton trichoïdes</i> |
| 33. Famille des Pteridacées | |
| 33.1. <i>Pteris aquilina</i> | |
| 34. Famille des Ranunculacées | |
| 34.1. <i>Ranunculus baudotii</i> | 34.4. <i>Ranunculus sardous</i> |
| 34.2. <i>Ranunculus ficaria</i> | 34.5. <i>Ranunculus ophioglossifolius</i> |
| 34.3. <i>Ranunculus macrophyllus</i> | 34.6. <i>Ranunculus sceleratus</i> |
| 35. Famille des Rosacées | |
| 35.1. <i>Crataegus oxyacantha</i> | 35.3. <i>Rosa sempervirens</i> |
| 35.2. <i>Potentilla reptans</i> | 35.4. <i>Rubus ulmifolius</i> |
| 36. Famille des Rubiacées | |
| 36.1. <i>Galium palustre</i> | |
| 37. Famille des Salicacées | |
| 37.1. <i>Salix triandra</i> | 37.2. <i>Populus alba</i> |
| 38. Famille des Salviniacées | |
| 38.1. <i>Salvinia natans</i> | |
| 39. Famille des Solanacées | |
| 39.1. <i>Solanum dulcamara</i> | |
| 40. Famille des Sparganiacées | |
| 40.1. <i>Sparganium erectum</i> | |
| 41. Famille des Typhacées | |

| | |
|------------------------------------|--|
| 41.1. <i>Typha angustifolia</i> | |
| 42. Famille des Ulmacées | |
| 42.1. <i>Ulmus campestris</i> | |
| 43. Famille des Verbinacées | |
| 43.1. <i>Lippia nodiflora</i> | |

3.7.2. La faune:

3.7.2.1 L'avifaune aquatique de Garaet Hadj Taher:

Garaet Hadj Taher est un milieu propice pour de nombreuses espèces d'oiseaux aquatique. Sa richesse avifaunistique est estimée cependant à 53 espèces appartenant à 15 familles (Tab.3). (Metallaoui et Houhamdi, 2008).

Tab.3. Check-list des oiseaux d'eau de Garaet Hadj Taher

(METALLAOUI et HOUHAMDI, 2008)

| | |
|---|---|
| 1. Famille des Alcédinidés | |
| 1.2 Martin pêcheur d'Europe <i>Alcedo atthis</i> | |
| 2. Famille des Anatidés | |
| 2.1 Canard Colvert <i>Anas platyrhynchos</i> | 2.7 Canard Souchet <i>Anas clypeata</i> |
| 2.2 Canard Chipeau <i>Anas strepera</i> | 2.8 Sarcelle d'été <i>Anas querquedula</i> |
| 2.3 Canard Siffleur <i>Anas penelope</i> | 2.9 Fuligule Morillon <i>Aythya fuligula</i> |
| 2.4 Sarcelle d'hiver <i>Anas crecca</i> | 2.10 Fuligule Milouin <i>Aythya ferina</i> |
| 2.5 Canard Pilet <i>Anas acuta</i> | 2.11 Fuligule Nyroca <i>Aythya nyroca</i> |
| 2.6 Sarcelle marbrée <i>Marmaronetta angustirostris</i> | 2.12 Erismature à tête blanche <i>Oxyura leucocephala</i> |
| 3. Famille des Ardéidés | |
| 3.1 Crabier chevelu <i>Ardeola ralloides</i> | 3.4 Grande Aigrette <i>Egretta alba</i> |
| 3.2 Bihoreau gris <i>Nycticorax nycticorax</i> | 3.5 Aigrette garzette <i>Egretta garzetta</i> |
| 3.3 Héron garde-bœufs <i>Bubulcus ibis</i> | 3.6 Héron cendré <i>Ardea cinerea</i> |
| 4. Famille des Charadriidés | |
| 4.1 Grand Gravelot <i>Charadrius hiaticula</i> | 4.4 Pluvier argenté <i>Pluvialis squatorola</i> |
| 4.2 Petit Gravelot <i>Charadrius dubius</i> | 4.5 Vanneau huppé <i>Vanellus vanellus</i> |
| 4.3 Gravelot à collier interrompu <i>Charadrius</i> | |

| | |
|---|--|
| <i>alexandrinus</i> | |
| 5. Famille des Ciconiidés | |
| 5.1 Cigogne blanche <i>Ciconia ciconia</i> | |
| 6. Famille des Accipitridés | |
| 6.1 Balbuzard pêcheur <i>Pandion haliaetus</i> | 6.2 Busard des roseaux <i>Circus aeruginosus</i> |
| 7. Famille des Laridés | |
| 7.1 Goéland leucophé <i>Larus michahellis</i> | 7.2 Mouette rieuse <i>Larus ridibundus</i> |
| 8. Famille des Phalacrocoracidés | |
| 8.1. Grand Cormoran <i>Phalacrocorax carbo</i> | |
| 9. Famille des Phoenicoptéridés | |
| 9.1 Flamant rose <i>Phénicoptéris ruber</i> | |
| 10. Famille des Podicipédidés | |
| 10.1. Grèbe à cou noir <i>Podiceps nigricollis</i> | 10.3. Grèbe castagneux <i>Tachybaptus ruficollis</i> |
| 10.2. Grèbe huppé <i>Podiceps cristatus</i> | |
| 11. Famille des Rallidés | |
| 11.1 Râle d'eau <i>Rallus aquaticus</i> | 11.3 Talève sultane <i>Porphyrio porphyrio</i> |
| 11.2 Gallinule poule-d'eau <i>Gallinula chloropus</i> | 11.4 Foulque macroule <i>Fulica atra</i> |
| 12. Famille des Recurvirostridés | |
| 12.1 Echasse blanche <i>Himantopus himantopus</i> | 12.2 Avocette élégante <i>Recurvirostra avosetta</i> |
| 13. Famille des Scolopacidés | |
| 13.1. Bécasseau cocorli <i>Calidris ferruginea</i> | 13.7. Chevalier arlequin <i>Tringa erythropus</i> |
| 13.2. Bécasseau variable <i>C. alpina</i> | |
| 13.3. Bécasseau minute <i>C. minuta</i> | 13.8. Chevalier gambette <i>T. totanus</i> |
| 13.4. Combattant varié <i>Philomachus pugnax</i> | 13.9. Chevalier stagnatile <i>T. stagnatilis</i> |
| 13.5. Bécassine des marais <i>Gallinago gallinago</i> | 13.10. Chevalier aboyeur <i>T. nebularia</i> |
| 13.6. Barge à queue noire <i>Limosa limosa</i> | 13.11. Chevalier sylvain <i>T. glareola</i> |
| 14. Famille des Sternidés | |
| 14.1 Guifette moustac <i>Chilonias hybridus</i> | |
| 15. Famille des Threskiornithidés | |
| 15.1. Ibis falcinelle <i>Plegadis falcinellus</i> | |

3.7.2.2 L'odonatofaune:

Garaet Hadj Taher renferme une très grande richesse en matière d'odonates. Elles sont représentées par 16 espèces appartenant à 02 sous-ordres, 04 familles et aux différentes origines biogéographiques (Tab.4). (Samraoui et De Belair, 1997).

Tab.4. Check-list des odonates du complexe Guerbes Sanhadja

(SAMRAOUI & DE BELAIR, 1997)

| Sous-ordres des Zygoptères | |
|--------------------------------------|-----------------------------------|
| 1. Famille des Coenagrionidae | |
| 1.1. <i>Coenagrion scitulum</i> | 1.2. <i>Ischnura graellsii</i> |
| 2. Famille des Lestidae | |
| 2.1. <i>Lestes barbarus</i> | 2.3. <i>Lestes viridis</i> |
| 2.2. <i>Lestes virens</i> | |
| Sous-ordre des Anisoptères | |
| 3. Famille des Aeshnidae | |
| 3.1. <i>Aeshna affinis</i> | 3.3. <i>Anax imperator</i> |
| 3.2. <i>Aeshna mixta</i> | 3.4. <i>Anax parthenope</i> |
| 4. Famille des Libellulidae | |
| 4.1. <i>Acisoma panorpoides</i> | 4.5. <i>Sympetrum meridionale</i> |
| 4.2. <i>Crocothemis erythraea</i> | 4.6. <i>Sympetrum sanguineum</i> |
| 4.3. <i>Diplacodes lefebverii</i> | 4.7. <i>Sympetrum striolatum</i> |
| 4.4. <i>Orthetrum anceps</i> | |

3.7.2.3 Les vertébrés:

Grâce à la végétation luxuriante et diversifiée de Garaet Hadj Taher, de nombreux animaux y trouvent refuge, la genette (*Genetta genetta*), les grenouilles (*Rana ridibunda*) et les tortues (*Mmauremys leprosa*), ont été observé à plusieurs reprises dans cette Garaet. Le plan d'eau abrite plusieurs espèces de poissons, dont *Gambusia affinis*. (Merzoug, 2008).

4. Exploitation de site

4.1 L'agriculture et l'irrigation:

Les terres qui entourent le lac sont exploitées par les agriculteurs pour la culture maraîchère (tomate, céréales, pastèque et melon).

L'eau de la garaet est souvent utilisée pour irriguer des cultures dès le mois d'avril. Ce qui influe considérablement le niveau d'eau de la garaet à cause du croisement de la période d'irrigation et la saison sèche de ce site. L'équilibre minéral de l'eau de la garaet est aussi perturbé suite à l'utilisation excessive de produits chimiques à des fins agronomiques. Durant nos sorties nous avons noté la présence d'une dizaine de pompes sur le long de la garaet qui irriguaient toutes la journée perturbant les populations d'oiseaux d'eau en particulier les Anatidés qui sont les plus nombreuses. (**Atoussi, 2008; Merzoug, 2008**).

4.2 Le braconnage:

La diversité avifaunistique de Garaet Hadj Taher attire de nombreux chasseurs et braconniers pendant et hors saison de chasse. Ainsi, des coups de fusils ont été entendus durant nos sorties principalement pendant les week-ends.

4.3 Le pâturage:

Le cheptel (bovin, ovin, et caprins) de la région de Benazouz ruieunent s'abrevoir dans la garaet surtout pendant la période estivale où la majorité des écosystèmes aquatiques de la région sont à sec. Ainsi, durant nos sorties nous avons observés les Bergès ramènent leur cheptel sur les berges du plan d'eau surtout en fin de journée.



Chapitre II



L'eau douce est un élément plutôt rare à la surface terrestre puisqu'elle ne représente que 3% du volume totale de l'hydrosphère.

Les réserves d'eau douce les plus importantes se trouvent donc à l'état solide (environ 80%) et sont techniquement inexploitable. L'eau douce exploitable représente seulement 20% des réserves d'eau douce elle a deux origines: eaux souterraines et eaux de surface (superficielle) (**Rejsek, 2002**). Ces eaux quelque soit leur nature, contiennent une multitude de micro-organismes et de produits chimiques, dont l'estimation globale fournit une information utile pour l'évaluation et la surveillance de la qualité de l'eau. (**Lacoste, 2008**).

1. Échantillonnage

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

1.1 Matériel d'échantillonnage :

Pour faciliter les prélèvements et éviter tout type de contamination, il est souhaitable d'utiliser des flacons en verre d'une contenance égale à 250ml.

La verrerie destinée aux prélèvements d'eau doit être munis d'un nettoyage avec un détergent puis rinçage avec l'eau propre (eau douce), puis un rinçage final avec l'eau distillée. (**Lightfoot, 2002; Guiraud, 1998**)

La verrerie lavée est ensuite stérilisé soit :

- A la chaleur sèche (four Pasteur) à une température comprise entre 170 et 175°C, pendant au moins 1h.
- A la chaleur humide (autoclave) en le maintenant à une température de 121°C, pendant au moins 20'.

Les flacons d'échantillonnage ne doivent être ouverts qu'au moment du prélèvement de l'échantillon. Une fois l'échantillon est prélevé, les flacons doivent être fermés hermétiquement jusqu'au moment de l'analyse. **(Ghar salah, 2005).**

1.2 Mode de prélèvement:

L'échantillonnage n'est pas simplement une procédure de prélèvement d'une petite portion pour l'analysé. Il vise à fournir une information sur les caractéristiques microbiennes et physico-chimiques de cette eau prélevée. Une étude précise sur les courants, les marais; les volumes, les types et les emplacements des rejets ainsi que sur les vents dominants aideront à déterminer les lieux d'échantillonnage.

Les lieux de prélèvement d'échantillons sont généralement choisis aux endroits où la profondeur de l'eau se situe entre 1 et 1.5m. Le flacon peut être plongé dans l'eau. Le haut vers le bas sous la surface de l'eau et puis retourné de telle sorte à le remplir à la profondeur voulue (généralement 30cm). **(Aouissi et al., 2007).**

Le flacon ne doit pas être rempli entièrement. En effet, il convient de laisser un petit vide d'air, permettant un mélange correct en secouant le flacon. **(Lightfoot, 2002; Chaouch, 2007).**

1.3 Enregistrement et étiquetage des échantillons:

Il est essentiel que les échantillons soient clairement étiquetés immédiatement avant les prélèvements et que les étiquettes soient lisibles et indétachables. Dans ces derniers, on doit noter avec précision; la date, l'heure, les conditions météorologique, un numéro et toutes circonstances anormales. **(Lightfoot, 2002).**

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

Pendant le transport, il faut éviter surtout la destruction de l'échantillon, ou, inversement la surcroissance de micro-organismes à l'intérieur de l'échantillon. Ceci peut être obtenu en mettant l'échantillon à l'abri de la lumière visible ainsi que dans des températures ambiantes. Habituellement, cette protection est obtenue grâce à l'utilisation d'une glacière contenant des poches de glace. On conserve généralement les échantillons à une température inférieure ou égale à +4°C. (Raymond, 1977; Mayat, 1994).

2. Caractéristiques des points de prélèvement

Tab.5. Caractéristiques des points de prélèvement. (Annexe 4).

| Point de prélèvement | X | Y | Z | Caractéristiques |
|----------------------|----------|---------|--------|---|
| P1 | 36°51'43 | 7°15'50 | 144.35 | -Situé au Sud-est de la Garaet. -Absence de la végétation. -Très proche du cimetière locale de Ben Azzouz |
| P2 | 36°51.45 | 7°16'01 | 118.11 | -Situé à l'Est de la Garaet. -Absence de la végétation. |
| P3 | 36°51'47 | 7°15'33 | 75.45 | -Situé à l'Ouest de la Garaet. -Présence de la végétation |

3. Nature et période du prélèvement

Tab.6. Nature et période du prélèvement.

| Nature du prélèvement | Périodes des prélèvements | Type d'analyses effectuées |
|-----------------------|---|--|
| Eau | Septembre-octobre 2008 Novembre-décembre 2008 Janvier-fevrier2009 Mars-avril 2009 Mai-juin2009 | Physico-chimique et Bactériologique |

Pour contribuer à l'évaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau de Garaet Hadj Tahar nous avons choisi trois points de prélèvement.

Nous nous sommes intéressés à la détermination de la qualité microbiologique et physico- chimiques de l'eau de cet écosystème.

La totalité de nos analyses bactériologiques ont été réalisées au niveau du laboratoire d'analyse microbiologique de la station de traitement des eaux potable de Hammam Debagh, et au niveau du laboratoire de microbiologie du département de biologie de l'université du 08 mai 1945 de Guelma.

Les analyses physico-chimiques, ont été réalisées dans le laboratoire de chimie de la station de traitement des eaux potables de Hammam Debagh; et au niveau de laboratoire de la science de la mer université Badji Moukhtar, Annaba.

4. L'analyse bactériologique

Introduction

Les bactéries dans l'eau peuvent avoir trois origines différentes:

- Origine purement aquatique.
- Origine terrestre.
- Origine animale ou humaine: ce sont des germes de contamination; le plus souvent fécale, parfois rhino-pharyngée dont la température de développement est au voisinage de 37°C et qui sont accoutumés à un milieu nutritif (matière fécale) riche en matière organique. (Sayad, 2008).

4.1 Les coliformes:

Les coliformes sont des bacilles à Gram négatifs, aérobies ou anaérobies facultatif, non sporulés, ne possédant pas d'oxydase, capables de se multiplier en présence de sels biliaires et capables de fermenter le lactose avec production d'acides et de gaz en 24 à 48 heures à une température comprise entre 36 et 37°C. (Camille, 2003; Carbonnelle, 1998).

4.2 Les coliformes fécaux:

Les coliformes fécaux, ou coliformes thermo-tolérants, sont un sous-groupe des coliformes totaux capable de fermenter le lactose à une température de 44°C. L'espèce la plus fréquemment associée à ce groupe bactérien est *Escherichia coli* (*E. coli*), dans une moindre mesure, certaines espèces des genres *Citrobacter*, *Enterobacter* et *Klebsiella*. (Roux, 2003). La bactérie *E. coli* représente toute fois 80 à 90% des coliformes fécaux détectés bien que la présence de coliformes fécaux témoigne habituellement d'une contamination d'origine fécale. (Camille, 2003; Carbonnelle *et al.*, 1998 et Archibald F. *et al.*, 2003).

Les *Escherichia coli* sont des coliformes thermo-tolérants ayant la particularité de produire de l'indole à partir du tryptophane présent dans le milieu à une température comprise entre 42 ± 2°C. (Bourgeois et Leveau, 1980; Denis *et al.*, 1983).

4.3 Les streptocoques fécaux:

Les streptocoques fécaux ou streptocoques du groupe «D» de la classification de Lancefield, ou encore les entérocoques intestinaux, sont des bactéries qui se présentent sous forme de cocci à Gram positive, sphériques ou ovoïdes 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 48 heures à 37°C sur un milieu sélectif à l'azote de sodium en donnant des colonies caractéristiques réduisant le TTC et qui de plus hydrolysent l'esculine en 2heures à 44°C. (**Labres et al., 2008**).

4.4 Matériel:

Nous avons utilisé pour le prélèvement des flacons en verre stériles. Au laboratoire, le matériel classique d'un laboratoire de bactériologie: des étuves à 37, à 44 et à 22°C, un bain Marie, des boîtes de Pétri, anse de platine, pipette Pasteur, bec Bunsen et des milieux de culture liquides et solides, ainsi que plusieurs réactifs. (**Annexe1**).

4.5 Méthodes d'analyse bactériologiques de l'eau:

L'étude de la variation de la population bactérienne globale, le dénombrement et la recherche des bactéries d'origine fécale et la recherche des bactéries pathogènes sont les grandes lignes des analyses bactériologiques des eaux. (**Guiraud, 1998**).

4.5.1 Evaluation des germes totaux (GT):

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

Mode Opératoire

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

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

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

Laisser solidifier les boîtes sur la pailleasse.

Les boîtes seront partagées en deux séries distinctes :

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

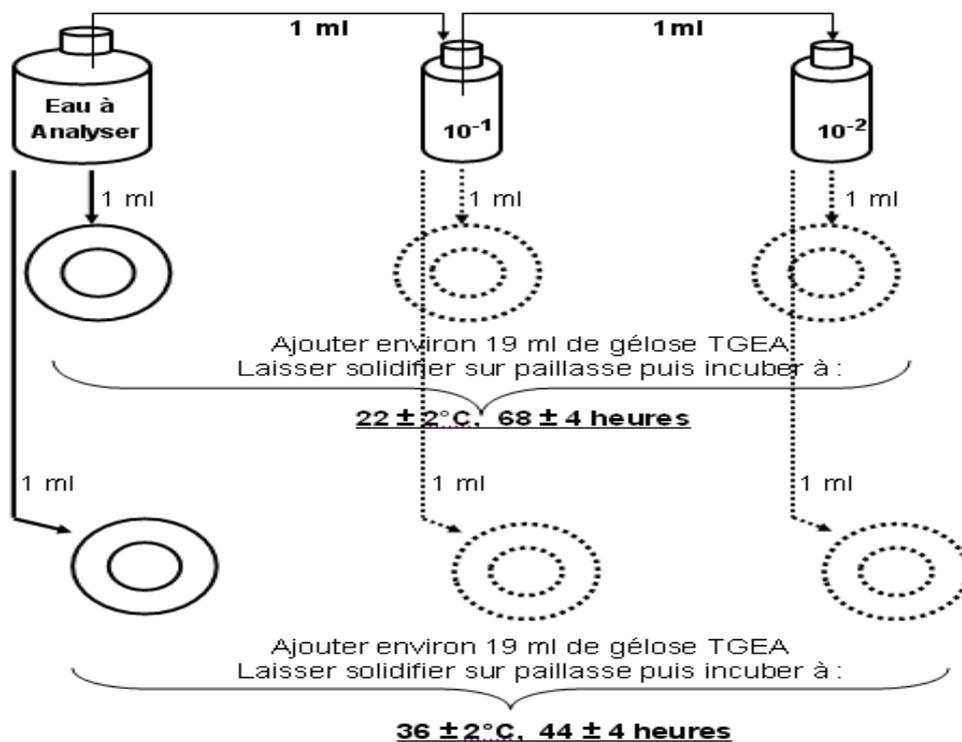


Fig.10. Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiants à 22 et à 37°C dans les eaux. (Labres *et al.*, 2008).

Lecture et interprétation

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

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

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

Où :

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

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

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

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

4.5.2 Recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux avec identification d'*Escherichia coli* en milieu liquide:

La recherche et le dénombrement des coliformes et l'identification d'*E coli* ont été effectués par la méthode de nombre le plus probable (NPP) appelée aussi la colimétrie.

Mode opératoire

La recherche et le 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 de présomption: réservé à la recherche des coliformes.

Le test de confirmation : réservé à la recherche des coliformes thermo-tolérants et d'*Escherichia coli*. (Labres *et al.*, 2008; Chaouch, 2007).

Test de présomption

A partir de l'eau à analyser, porter aseptiquement :

- 50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham
- 5 fois 1 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL S/C muni d'une cloche de Durham, (Fig.11)

Chassez l'air éventuellement présent dans les cloches de Durham et bien mélangé le milieu et l'inoculum. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures.

Lecture

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

- § Un dégagement de gaz (supérieur au 1/10^{ème} de la hauteur de la cloche),
- § Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (ce qui constitue le témoin de la fermentation du lactose présent dans le milieu).

Ces deux caractères étant témoins de la fermentation du lactose dans les conditions opératoires décrites. (**Labres et al., 2008**).

La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table du NPP. (**Annexe 2**)

Test de confirmation

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

Les coliformes thermo-tolérants ont les mêmes propriétés de fermentation que les coliformes mais à 44°C.

Escherichia coli est un coliforme thermo-tolérant qui entre autre :

- produit de l'indole à partir du tryptophane présent dans le milieu à 44°C,
- donne un résultat positif à l'essai au rouge de méthyl.
- ne produit pas de l'acéthyl méthyl carbinol,
- n'utilise pas le citrate comme source unique de carbone.

Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement des coliformes feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'une anse bouclée dans tube contenant le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham, (Fig.11)

Chasser l'air éventuellement présent dans les cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum. L'incubation se fait cette fois-ci au bain Marie à 44°C pendant 24 heures. (**Labres et al., 2008**).

Lecture

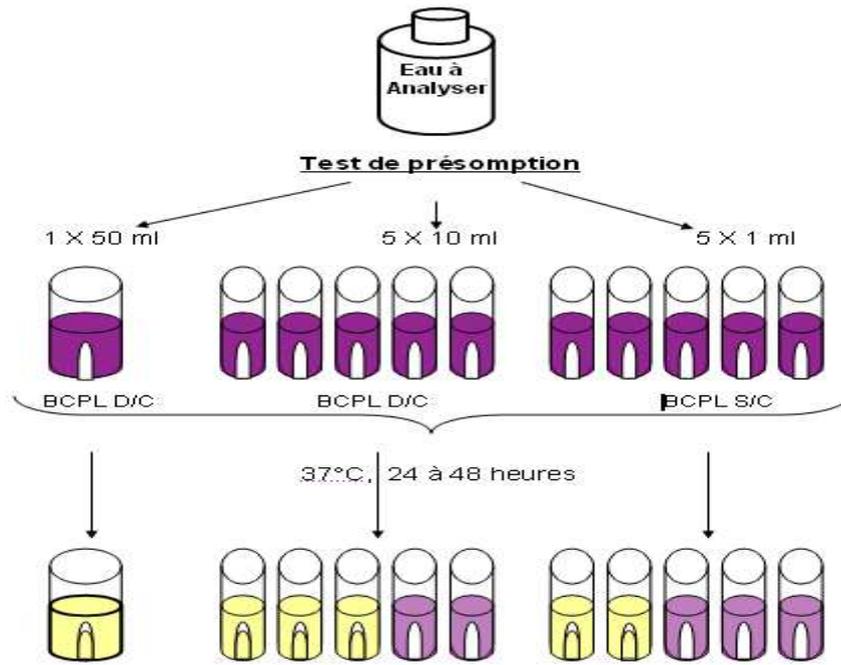
Seront considérés comme positifs, les tubes présentant **à la fois** :

- § Un dégagement gazeux, et
- § Un anneau rouge en surface, témoin de la production d'indole par *Escherichia coli* après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kowacs.

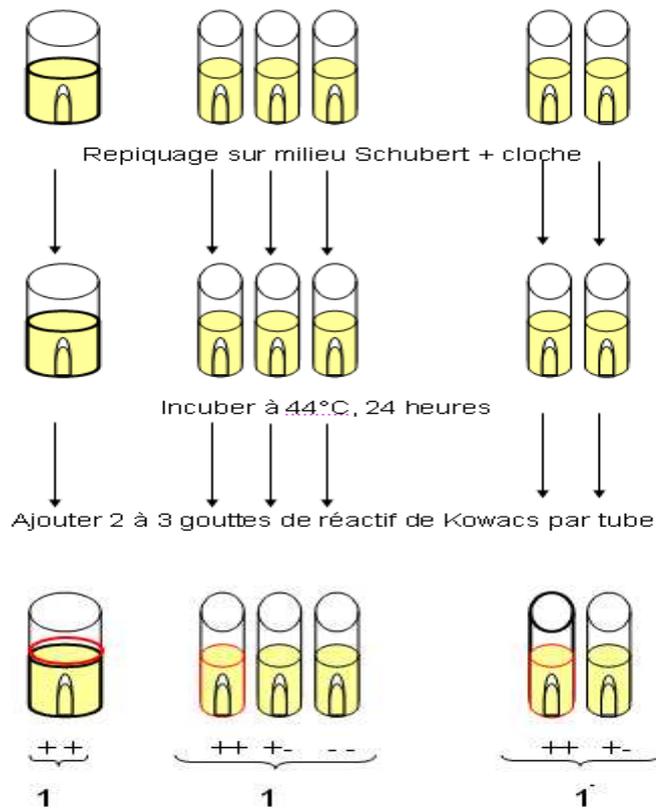
La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP en tenant compte du fait qu'*Escherichia coli* est à la fois producteur de gaz et d'indole à 44°C, pendant 24heures. (**Labres et al., 2008**).

Remarque :

Etant donné que les coliformes fécaux font partie des coliformes totaux, il est pratiquement impossible de trouver plus de coliformes fécaux que de coliformes totaux. Les résultats sont exprimés en germes par 100ml d'eau analysé. (**Labres et al., 2008**).



Test de présomption



Test de confirmation

Fig.11. Organigramme de la NPP (Labres *et al.*, 2008).

4.5.3 Recherche et dénombrement des Streptocoques: méthode générale par ensemencement en milieu liquide.

Cette méthode de référence, consiste en la recherche et le dénombrement des entérocoques intestinaux ou streptocoques du groupe « D » de la classification de Lancefield, nommés aussi streptocoques fécaux dans les eaux.

Mode opératoire

La recherche et le dénombrement des streptocoques du groupe « D » dans les eaux, en milieu liquide, se fait en deux étapes consécutives :

Le test de présomption: réservé à la recherche présomptive des Streptocoques.

Le test de confirmation : réservé à la confirmation réelle des Streptocoques du groupe « D ». (Chaouch, 2007).

Test de présomption

A partir de l'eau à analyser, porter aseptiquement :

- 50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu Rothe D/C.
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu Rothe D/C
- 5 fois 1 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu Rothe S/C. (Fig.12).

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures. (Labres *et al.*, 2008).

Lecture

Seront considérés comme présomptifs les tubes présentant un trouble microbien ; seulement ces derniers :

- ne doivent en aucun cas faire l'objet de dénombrement
- doivent par contre, absolument faire l'objet d'un repiquage sur milieu Eva-Litsky dans le but d'être justement confirmés.

Test de confirmation

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

Les tubes de Rothe trouvés positifs feront donc l'objet d'un repiquage à l'aide d'une anse bouclée dans un tube contenant le milieu Eva litsky.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

L'incubation se fait cette fois-ci à 37°C, pendant 24 heures. (Labres *et al.*, 2008).

Lecture

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

- Un trouble microbien, et
- Une pastille violette (blanchâtre) au fond des tubes.

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP (Annexe2). (Labres *et al.*, 2008).

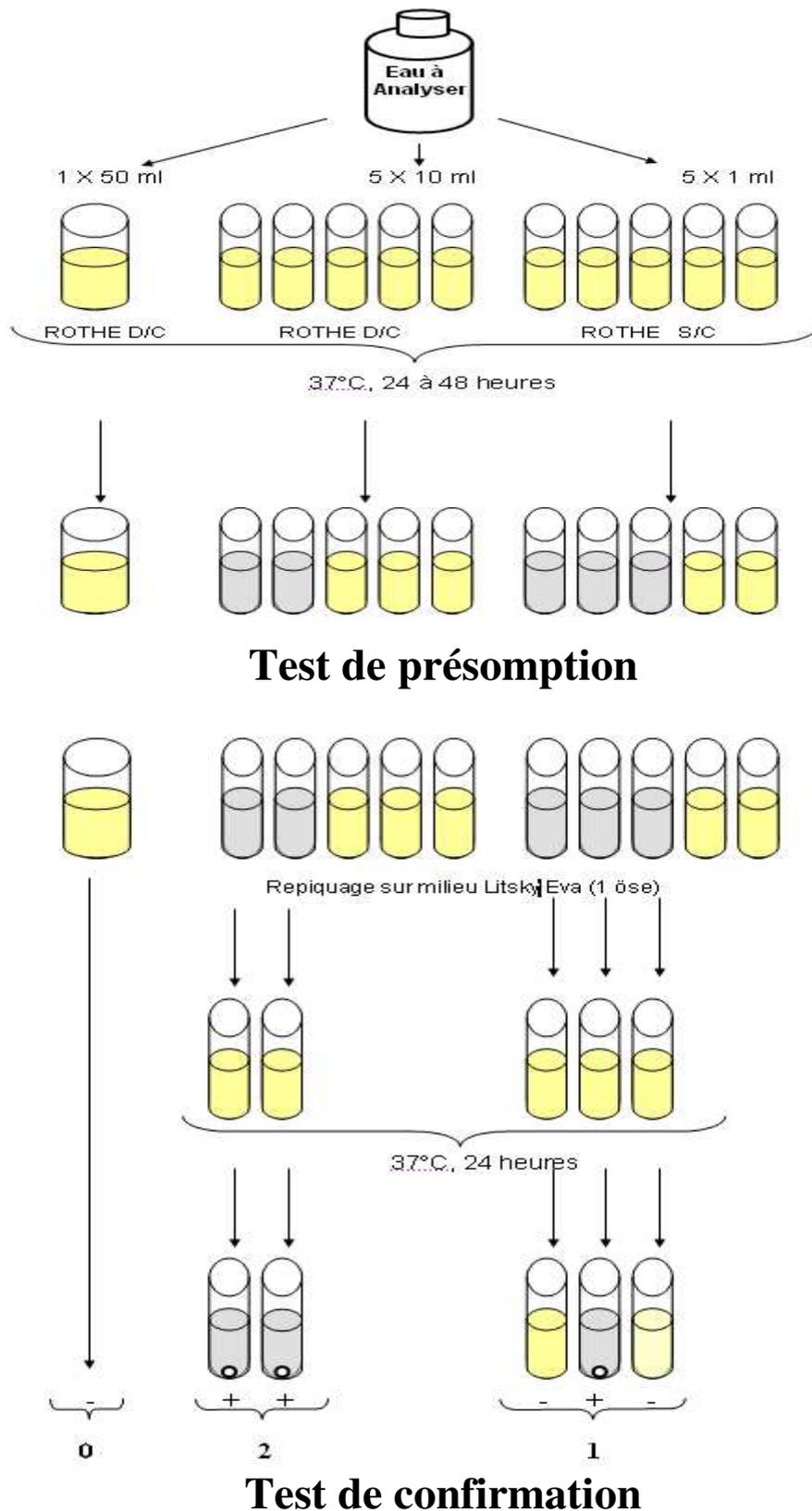


Fig.12. Organigramme de dénombrement des streptocoques fécaux (ensemencement en milieu liquide). (Labres *et al.*, 2008).

4.5.4 Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices et de *Clostridium* sulfito-réducteurs: Méthode par incorporation en gélose en tubes profonds.

Cette méthode consiste à rechercher, et dénombrer les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices et de clostridium sulfito-réducteurs dans les eaux, par incorporation en gélose en tubes profonds.

Définition

On entend par bactéries anaérobies sulfito-réductrices des bactéries qui se présentent sous forme de bacilles à Gram positif et qui en se développant à une température de $36 \pm 2^\circ\text{C}$ en 24 à 48 heures en gélose profonde de type gélose Tryptose Sulfite Cyclosérine ou Tryptose Sulfite Néomycine ou encore gélose Viande Foie, donnent des colonies caractéristiques qui sont de couleur blanche entourées d'une auréole noire. Cette dernière est le témoin de la réduction du sulfite de sodium (Na_2SO_3) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de Fe^{2+} donne FeS (sulfure de fer) de couleur noire. (Labres *et al.*, 2008; Pechère, 1982).

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

Mode opératoire

A partir de l'eau à analyser :

- Transférer environ 25 ml dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 75°C pendant 15 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des bactéries anaérobies sulfito-réductrices éventuellement présentes. Un autre flacon rempli d'une autre eau servira de témoin de température.
- Après chauffage, refroidir immédiatement le flacon destiné à l'analyse, sous l'eau de robinet.

- Répartir ensuite le contenu de ce tube, dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose Tryptose Sulfite Cyclosérine ou Tryptose Sulfite Néomycine ou encore gélose Viande Foie, fondue puis refroidie à $47 \pm 1^\circ\text{C}$, additionnée de leurs additifs spécifiques.
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant d'introduire des bulles d'air et de l'oxygène.

Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incubé à $36 \pm 2^\circ\text{C}$, pendant 44 ± 4 heures, dans le cas de la gélose Viande Foie. (**Labres *et al.*, 2008**).

Lecture et interprétation

La première lecture doit être absolument faite à 16 heures car très souvent les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices sont envahissantes sinon on se trouvera en face d'un tube complètement noir rendant ainsi l'interprétation difficile voire impossible et l'analyse sera à refaire en utilisant des dilutions décimales de 10^{-1} voire 10^{-2} . La deuxième lecture se fera à 24 heures.

Dénombrer toutes colonies noires de 0,5 mm de diamètre, ayant poussé en masse et rapporter le nombre total des colonies dans les quatre tubes à 20 ml d'eau à analyser. (**Labres *et al.*, 2008**).

4.5.5 Recherche des germes pathogènes:

- **Recherche de Staphylocoques à coagulase positive dans les eaux**

On entend par staphylocoques à coagulase positive, les bactéries qui se présentent sous forme de cocci à Gram positive, sphériques, isolées ou regroupées formant ainsi des grappes de raisin, possédant l'enzyme catalase et la coagulase. Ils sont capables de se développer en 24 à 48 heures à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ sur un milieu sélectif Chapman au mannitol. (Labres *et al.*, 2008; Carbonnelle, 1988 et Pechère *et al.*, 1982).

L'espèce type du genre est *Staphylococcus aureus*. Elle est pathogène et la plus redoutée.

Mode opératoire

La recherche des Staphylocoques à coagulase positive ou plus particulièrement *Staphylococcus aureus*, par filtration sur membrane nécessite une préparation au préalable, qui se déroule selon les étapes suivantes :

- Tout d'abord, il faudrait stériliser l'entonnoir gradué en acier inoxydable ainsi que la membrane poreuse à l'aide d'un bec Bunsen.
- Les refroidir tout de suite après, avec l'eau à analyser si on en dispose en quantité suffisante ou bien avec de l'eau distillée stérile.
- Mettre en place de façon aseptique une membrane de porosité nominale de $0,45 \mu$ entre la membrane poreuse et l'entonnoir à l'aide d'une pince stérile.
- Fixer ce dispositif avec la pince correspondante.
- Déposer ensuite aseptiquement 100 ml d'eau à analyser, Actionner ensuite la pompe à vide pour absorber l'eau à travers la membrane.
- Retirer l'entonnoir puis transférer immédiatement et aseptiquement la membrane à l'aide d'une pince à bouts arrondis stérile, à la surface d'une plaque de gélose Chapman au mannitol préalablement préparée.
- Cette dernière sera incubée couvercle en bas à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 44 ± 4 heures.

Lecture et interprétation

Après la période d'incubation spécifiée, les Staphylocoques à coagulase positive ou plus particulièrement *Staphylococcus aureus*, apparaissent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées en jaune (fermentation du mannitol) ou en blanc.

Staphylococcus aureus, possède ces deux enzymes. (Labres *et al.*, 2008; Pechère *et al.*, 1982).

- **Test à la catalase**

Placer séparément deux gouttes d'une solution de peroxyde d'hydrogène H₂O₂ sur une lame de microscope. Prélever une demi-colonie avec une tige de verre (pipette Pasteur) et l'émulsionner doucement dans une des deux gouttes.

Observer immédiatement et après 5 minutes s'il y a apparition (catalase positive) ou absence (catalase négative) de bulles d'oxygène. Dans le cas où il y a doute, recouvrir chacune des gouttes avec lamelle de microscope et comparer l'apparition des bulles sous les deux lamelles. Les observations peuvent se faire macroscopiquement ou à l'aide d'un microscope à faible grossissement. (Fig.13).

- **Test à la coagulase libre**

Après incubation, prendre aseptiquement une demi-colonie dans un tube stérile à hémolyse contenu 0,3 ml de plasma de lapin (ou de l'homme), et incuber de nouveau à 36 ± 2°C pendant 2 à 6 h.

Examiner la coagulation du plasma de lapin sinon ré-incuber et examiner de nouveau à 20 ± 4 heures.

Considérer que la réaction à la coagulase est positive quand le coagulum occupe plus des trois quart du volume initialement occupé par le liquide. (Fig.14). (Labres *et al.*, 2008; Pechère *et al.*, 1982).

Le tableau suivant résume quelques caractères biochimiques de différentes espèces de Staphylocoques. (Tab.7)

Tab.7. Les principaux staphylocoques isolés en microbiologie. (Sayad, 2008).

| Staphylocoque | <i>aureus</i> | <i>Intermedius</i> | <i>saprophyticus</i> | <i>epidermitis</i> |
|--|---------------|--------------------|----------------------|--------------------|
| Catalase | + | + | + | + |
| Coagulase | + | + | - | - |
| Mannitol en anaérobie | + | - | - | - |
| Résistance à la Novobiocine (5 Micro-gr) | S | S | R | S |



Fig.13. Lecture de la catalase.



Fig.14. Lecture de la staphylocoagulase.

- **Recherche de *Pseudomonas aeruginosa***

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

Pseudomonas aeruginosa, est également une bactérie hautement pathogène et résistante à plusieurs antibiotiques.

C'est une bactérie lactose négative, autrement dit dépourvue d'enzymes dégradant le lactose, pourvue d'une odeur de seringa (fleur de la famille des Philadelphacées encore appelée "jasmin des poètes"). (Labres *et al.*, 2008; Pechère *et al.*, 1982 ; Pilet, 1987).

Culture

Une reconnaissance préliminaire en laboratoire identifie ses colonies sur les géloses de type MacConkey (géloses contenant entre autres du lactose) à leur apparence de perles beiges, alors que les colonies de bactéries lactose positives sont roses. Pour une identification assurée on recherche la présence des enzymes de type oxydase.

La production des deux pigments pyocyanine et fluorescéine, et la température de croissance optimale de 42°C confirme l'identification. (Labres *et al.*, 2008), (1).

Confirmation

- Coloration de Gram.
- Examen directe entre lame et lamelle (état frais), il permet d'observer la mobilité des germes.
- Recherche de la pyocyanine, pigment bleu caractéristique de *Pseudomonas aeruginosa*
- Nous ensemençons à partir des colonies développées, l'eau peptonée.
- Nous incubant à 37°C jusqu'à apparition de couleur verdâtre, ajouté 2 ml de chloroforme, après agitation, la pyocyanine donne au chloroforme une teinte bleu. (Labres *et al.*, 2008).

**Tab.8. Caractéristiques d'identification des principales espèces de *Pseudomonas*.
(Sayad, 2008).**

| Espèce caractère | <i>P. aeruginosa</i> | <i>P. fluoresces</i> | <i>P. putida</i> | <i>P. stutzeri</i> | <i>P. pseudomallei</i> | <i>P. mallei</i> | <i>P. cepacia</i> | <i>P. diminuta</i> |
|----------------------------|--------------------------|--------------------------|----------------------|------------------------|----------------------------|----------------------|-----------------------|------------------------|
| Oxydase | + | + | + | + | + | + | + | + |
| Oxydation du glucose | + | + | + | + | + | + | + | - |
| pyocyanine | + | - | - | - | - | - | - | - |
| pyoverdine | + | + | + | - | - | - | - | - |
| Culture à 4°C | - | + | d | - | - | + | - | - |
| Culture à 42°C | + | - | - | + | + | d | d | d |
| Nitrate | + | d | - | + | + | + | + | - |
| Gélatinase | + | + | - | - | + | + | d | - |
| Citrate de Simmons | + | + | + | + | ++ | - | + | - |

d : variable suivant les souches.

- **Recherche de *Vibrio cholérique***

On entend par Vibrionaceae, des bactéries qui se présentent sous forme de Bacilles à Gram Négatifs droits ou incurvés (BGN), très mobiles, possédant une oxydase, aéro-anaérobies facultatifs, fermentant le glucose sans production de gaz ni d'H₂S, hautement pathogènes. (Labres *et al.*, 2008 ; Pechère *et al.*, 1982, Pilet, 1987).

Il est responsable d'une maladie pestilentielle à tropisme digestif, qui se développe par pandémies. (**Berche *et al.*, 1988**).

Mode opératoire

Premier jour : Enrichissement primaire

L'enrichissement primaire s'effectue sur le milieu Eau Peptonée Alcaline (EPA) 10 fois contenant au préalable 50 ml de milieu, auquel on ajoute aseptiquement 450 ml d'eau à analyser au moment du prélèvement.

Ce dernier sera par la suite incubé à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 20 ± 4 heures.

Deuxième jour : Enrichissement secondaire et isolement

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

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

Troisième jour : Lecture des boîtes et identification

- D'autre part, la boîte de gélose GNAB 1 subira une lecture en tenant compte du fait que les Vibrions se présentent le plus souvent sous forme de grosses colonies lisses, transparentes et très caractéristiques. (Fig.15).

Identification morphologique et biochimique

Les colonies sont très fines sur la gélose nutritive, jaunâtre sur la gélose hyperalcaline. (**Patrick *et al.*, 1988**).

Une identification morphologique et biochimique basée essentiellement sur :

- Etat frais (bacilles, mobilité),
- Coloration de Gram (bacilles Gram négatifs),
- Oxydase (+),

- Ensemencement d'un tube de TSI qui sera incubé à 37°C, 24 h (Saccharose, Glucose, Gaz et H₂S),
- Ensemencement d'un tube de gélose nutritive inclinée qui sera incubé à 36 ± 2°C pendant 20 ± 4 heures. qui servira à l'agglutination sur lame, comme suit

Faire une mini-galerie biochimique basée sur l'étude des acides aminés en vue de différencier les *Vibrions*, des *Pleisiomonas* et des *Aéromonas* selon le tableau suivant : (Tab.9). (Labres *et al.*, 2008).

Tab. 9. Différences majeures entre les *Vibrio*, *Pleisiomonas* et *Aeromonas*.
(Labres *et al.*, 2008).

| | LDC | ODC | ADH |
|---------------------|-----|-----|-----|
| <i>Vibrio</i> | + | + | - |
| <i>Aéromonas</i> | - | - | + |
| <i>Pleisiomonas</i> | + | + | + |

S'il s'agit du genre *Vibrio*, répondre : *Vibrio* NON Agglutinable (NAG).

Si l'agglutination avec l'eau physiologique et au sérum polyvalent O1 est positive, il s'agit d'un *Vibrio* rough (auto agglutinable). (Fig.16).

Si l'agglutination avec l'eau physiologique est négative et positive au sérum polyvalent O1, répondre : *Vibrio* cholérique, l'espèce la plus dangereuse.



Fig.16. Schéma d'une agglutination des vibrio.

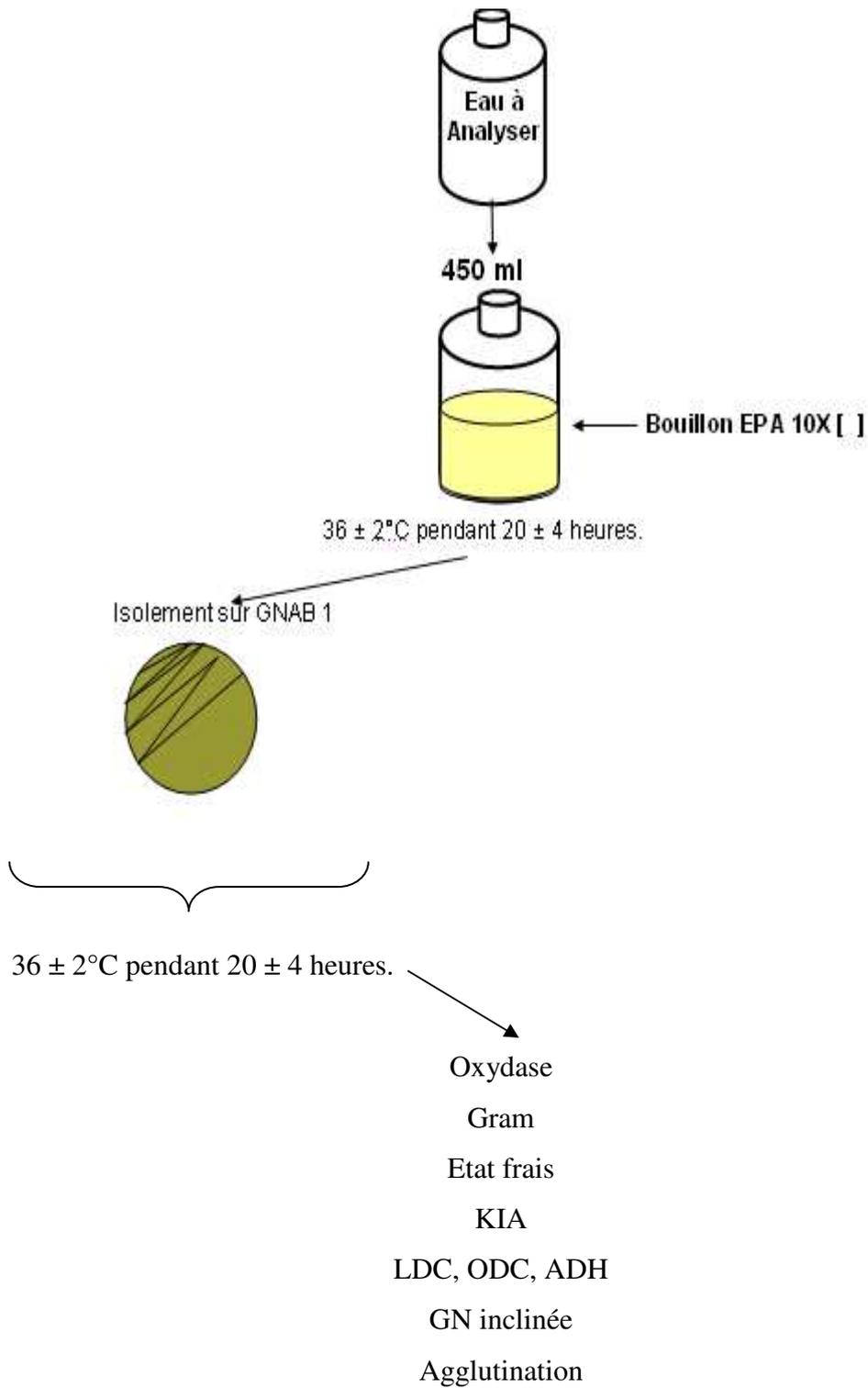


Fig.15. Organigramme de recherche et d'identification des vibrio.

(Labres *et al.*, 2008).

- **Recherche et *Salmonella* et *Shigella***

- ***Salmonella***

On entend par *Salmonella*, des bactéries qui se présentent sous forme de bacilles à Gram négatif et qui en se développant à température de $36 \pm 2^\circ\text{C}$ en 24 à 48 heures, sur milieu Hektoen, forment de petites colonies, lisses à contours réguliers, pigmentées en vert ou en bleu vert à centre noir.

Les *Salmonella* se divisent en deux grands groupes : les mineures et les majeures qui sont hautement pathogènes. (Pechère *et al.*, 1982; Carboneille, 1988; Labres *et al.*, 2008).

Mode opératoire

La recherche des *Salmonella* par filtration sur membrane nécessite une préparation au préalable, qui se déroule selon les étapes suivantes :

- Tout d'abord, il faudrait stériliser l'entonnoir gradué en acier inoxydable ainsi que la membrane poreuse à l'aide d'un bec bunsen.
- Les refroidir tout de suite après, avec l'eau à analyser si on en dispose en quantité suffisante ou bien avec de l'eau distillée stérile.
- Mettre en place de façon aseptique une membrane de $0,45 \mu$ entre la membrane poreuse et l'entonnoir à l'aide d'une pince stérile.
- Fixer ce dispositif avec la pince correspondante.
- Déposer ensuite 250 ml, 500 ml ou plus selon disponibilité jusqu'à 1 voire 5 litres d'eau à analyser, devant un bec Bunsen.
- Actionner ensuite la pompe à vide pour absorber l'eau à travers la membrane.
- Retirer la membrane à l'aide d'une pince stérile puis la placer dans un flacon contenant le milieu Eau Peptonée Tamponnée.
- Bien mélanger le filtre dans le milieu, puis incuber ce dernier à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 20 ± 2 heures. Cette étape constitue l'enrichissement.

Après l'incubation, procéder à l'isolement sur milieu Hektoen à incuber à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 20 ± 2 heures.

Lecture et interprétation

- Repérer les colonies caractéristiques.
- Faire une identification biochimique basée essentiellement sur ONPG, TSI, Urée -Indole, LDC...
- Si nécessaire faire une identification antigénique basée essentiellement sur l'agglutination à l'aide des sérums de groupe OMA et OMB ou bien s'adresser à un laboratoire compétent en vue d'une confirmation.

Remarque :

Au cas où la quantité d'eau à analyser n'est pas très suffisante, transférer 10 ml directement sur Milieu Eau Peptonée Tamponnée à incuber à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 20 ± 2 heures. Cette étape constitue l'enrichissement primaire.

Refaire les mêmes étapes. (Labres *et al.*, 2008).

- *Shigella*

Les **Shigelles** (bactéries du genre *Shigella*), sont des *Enterobacteriaceae*, rencontrées exclusivement chez l'homme, elles ne font partie d'aucune flore commensale chez l'homme, elles sont toutes pathogènes et spécifiques du tube digestif (Berche *et al.*, 1988) ; éliminées par les selles et dispersées dans les sols et les eaux où elles ne survivent que peu de temps. Morphologiquement ce sont des bacilles Gram négatifs, immobiles ; dépourvus de spores et de capsules très proches du *E coli*. (Pechère *et al.*, 1982; Carbonnelle, 1988), (2).

Conditions de culture

Milieux de culture utilisés

Sur gélose ordinaire en 24 heures à 37°C, *Shigella* produit des colonies de taille moyenne (2 à 3 mm de diamètre), rondes, régulières et brillantes.

- **Milieux ordinaire et électifs :**
 - Gélose ordinaire
 - Gélose BCP
 - Gélose CLED
- **Milieux sélectifs :**
 - Gélose Mac Conkey
 - Gélose lactosée au désoxycholate
 - Gélose Hynes
 - Gélose *Salmonella Shigella* ou *Gélose SS*
 - Gélose Hektoen

Caractère biochimique

Il se détermine sur une galerie classique ou miniaturisée pour *Enterobacteriaceae* avec laquelle elles se différencient par un ensemble de caractères négatifs :

- Absence d'uréase, de désaminase et de Lysine décarboxylase.
- Absence de production de H₂S et d'acétoïne.
- Pas d'utilisation du Citrate comme seule source de carbone sur milieu citrate de Simmons.

Le caractère **ONPG**, mannitol, indole et **ODC** varient selon les biotypes. (Tab.10).

NB. L'identification de ces deux bactéries (*salmonella* et *Shigella*) se fait parfaitement par le système APi. (Sayad, 2008; Labres *et al.*, 2008).

Tab.10. Caractères d'identification biochimique de *Shigella*. (Sayad, 2008).

| milieu | tests | <i>shigella</i> |
|---------------------------|------------------|------------------------|
| TSI | Glucose | + |
| | Lactose | - |
| | H ₂ S | - |
| | Gaz | - |
| Mannitol-mobilité | Mobilité | - |
| Urée-indole | Uréase | - |
| | TDA | - |
| Citrate de Simmons | Citrate | - |

- **Recherche des levures et des moisissures**

Les moisissures et les champignons sont des éléments naturels de l'environnement et jouent un rôle essentiel dans la décomposition des feuilles, des arbres et des débris végétaux.

L'humidité est l'élément vital de la croissance des champignons et des moisissures. (3)

Milieux de culture

N'importe quel milieu de culture glucosé convient. Cependant on utilise de façon préférentielle certains milieux et dans des conditions particulières (incubation à 28 °C pendant 24 à 48 heures) :

Milieux non-sélectifs :

Milieu ordinaire

Milieu BCP

Milieu à l'extrait de malt (Extrait de malt, agar-agar et eau)

Milieux sélectifs :

Gélose Sabouraud (sélectif par pH acide, auquel on peut ajouter du chloramphénicol ou gentamicine)

Gélose OGA (Guiraud, 1998), (4).

Caractéristiques des colonies

Les levures

- Colonie de contour bien défini
- De couleur beige-rosé à bleu-vert
- Colonie pouvant apparaître en relief (" 3D ")
- Normalement sans centre de couleur intense (5).

Les moisissures

- Grandes colonies
- Thalle aux contours diffus
- Couleur variable (moisissures pouvant produire leur propre pigmentation)
- Thalles apparaissant plats
- Le centre du thalle présente normalement une coloration intense (5).

4.5.6 Tests complémentaires:

- **Coloration de Gram:**

La coloration de Gram permet une observation grossière des cellules. Elle est irremplaçable pour différencier les bactéries Gram positif et Gram négatif.

Elle se déroule en plusieurs étapes qui se succèdent et consiste à:

- 1- Fixer le frottis, s'il s'agit d'une culture en milieu liquide, une goutte de bouillon sera prélevée à l'aide d'une pipette Pasteur, déposée sur lame, et étalée soigneusement. S'il s'agit d'une culture en milieu solide, une colonie bien isolée sera prélevée et mise en suspension dans une goutte d'eau distillée stérile.
- 2- Recouvrir le frottis de la solution de cristal violet. Laisser agir 1 minute.
- 3- Rejeter le colorant. Laver à l'eau.
- 4- Recouvrir la préparation de Lugol. Laisser agir 1 minute.
- 5- Rejeter le Lugol. Laver à l'eau.

- 6- Décolorer à l'alcool 95°. La durée de décoloration doit être adaptée à l'épaisseur du frottis.
- 7- Rincer à l'eau courante et recouvrir la lame de la solution de Fuchsine diluée. Laisser agir quelques secondes.
- 8- Rejeter la Fuchsine. Laver abondamment à l'eau, égouttée, sécher entre deux feuilles de papier buvard très propres. **(Dégrément, 1998).**

Résultats: Les bactéries Gram positif sont bien colorées en violet, et les bactéries Gram sont colorées en rose. **(Boukrouma, 2008; Carbonnelle, 1988).**

- **Mise en évidence d'une catalase:**

C'est une enzyme qui décompose l'eau oxygénée en eau et en oxygène gazeux. La méthode consiste à prélever une colonie du germe à étudier sur l'extrémité d'une pipette Pasteur fermée que l'on plonge ensuite dans un millilitre d'eau oxygénée. Le dégagement de bulles gazeuses signe la présence de l'enzyme. **(Carbonnelle, 1988).**

- **Recherche de l'oxydase:**

Le terme d'oxydase désigne une enzyme recherchée en bactériologie systématique. La présence d'oxydase serait liée à celle dans la chaîne respiratoire du complexe enzymatique IV: cytochrome-oxydase. Certains bactériologistes préfèrent parler de cytochrome-oxydase plutôt que d'oxydase. **(Carbonnelle, 1988), (6).**

La recherche de l'oxydase s'effectue avec des disques prêts à l'emploi du commerce. Déposer le disque sur une lame porte-objet, l'humidifier avec deux gouttes d'eau distillée stérile et écraser la colonie testée sur le disque. La présence d'une oxydase se traduit par l'apparition d'une coloration violette. **(Carbonnelle, 1988).**

- **Etude des produits terminaux de la glycolyse:**

L'hydrolyse de glucose peut aboutir à un grand nombre de métabolites, et selon la nature du métabolite final, on distingue plusieurs types fermentaires.

Ces produits sont recherchés en pratique courante à partir du milieu Clark et Lubs, par deux propriétés fermentaires qui vont être testées:

- La première vise à mettre en évidence la présence d'acides organiques: c'est la réaction du rouge de méthyle. Prélever 2 millilitres du milieu de Clark et Lubsensemencé depuis au moins 24 heures. déposer ce volume dans un tube à hémolyse, ajouter 2 à 3 gouttes d'une solution de rouge de méthyle à 0.2%. Une coloration rouge indique que la réaction de rouge de méthyle est positive
- La seconde cherche à objectiver une étape intermédiaire de la transformation de l'acide pyruvique qui consiste en la production d'acétyl-méthyl-carbinol (acétoïne): c'est la réaction de Voges Prauskauer. transvaser dans un tube 1 millilitre de la culture de 24 heures sur milieu Clark et Lubs. ajouter 0.5 ml d'une solution d'alpha-naphtol et 0.5 ml d'une solution de potasse à 16%. agiter et laisser le tube en position inclinée. L'apparition d'une coloration violette signe la réaction positive (Fig.17). Cette réaction nécessite au moins 10 minutes pour se manifester. **(Carbonnelle, 1988).**



Fig. 17. Test d'oxydase.

- **Utilisation de citrate**

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

Seule les bactéries possèdent une perméase sont capable de se développer sur ce milieu. Il contient également du phosphore mono-ammoniac servant à la fois source d'azote et de phosphore.

L'utilisation du citrate par les bactéries peut se faire de façon très diverse, ce qui suivant le cas se traduit par alcalinisation du milieu. (**Carbonnelle, 1988**).

Technique:

La pente du milieu estensemencée à partir d'une suspension bactérienne, ou une colonie bien isolée. Le tube est incubé à 37°C pendant 24h.

- Bactérie citrate positive: culture avec alcalinisation du milieu (virage de l'indicateur au bleu); (Fig.18).
- Bactérie citrate négative: pas de culture (coloration verte du milieu inchangée). (**Sayad, 2008**).



Fig.18. Test de citrate.

- **Production de l'indole :**

L'indole est un métabolite de dégradation du tryptophane. Certaines bactéries sont capables d'amputer le tryptophane de sa chaîne latérale. L'indole ainsi formé est mis en évidence par la réaction d'Ehrlich Kowals. Pour réaliser cette épreuve, ensemencer un tube d'eau peptonée riche en tryptophane avec la bactérie à étudier. Après 24 heures de culture à 37°C. Ajouter quelques gouttes du réactif de Kowacs ; l'apparition d'un anneau rouge (Fig.19) à la surface du milieu est le fait d'une réaction positive. Si l'anneau reste jaune-brun, la réaction est négative. (Fig.20). (Carbonnelle, 1988).



Fig. 20. Réaction d'indole négative.



Fig. 19. Réaction d'indole positive.

- **Mise en évidence de l'uréase:**

Principe:

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

Technique:

Nous réalisons à partir d'une culture sur Hektoène une suspension aussi dense que possible des bactéries à étudier dans .05ml de milieu urée-indole. Nous incubons à 37°C pendant 12 à 18 heures.

Uréase positive: virage de l'indicateur du jaune au rouge violacé ou rose rouge;

Uréase négative: pas de changement de coloration ou virage. (Sayad, 2008; Carbonnelle, 1988).

- **Mode opératoire de l'API 20E**

Le système **API 20 E** est une version miniaturisée et standardisée des techniques biochimiques conventionnelles pour l'identification d'une centaine de bacilles à Gram négatif dont les **Entérobactéries**, elles comparent **20** testes biochimiques. (Annexe3).

Lorsqu'une suspension bactérienne de densité convenable est répartie dans les différents alvéoles (contenant les substrats déshydratés) qui composent la micro galerie, les métabolites produits durant la période d'incubation se traduisent par des changements de couleur spontanés ou révélés par addition de réactifs.

Technique :

Préparation de la galerie : réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir de l'eau dans les alvéoles de la boîte pour créer une atmosphère humide, puis déposer stérilement la galerie dans la boîte d'incubation. (Fig.21). (Aouissi *et al.*, 2007).

Préparation de l'inoculum : prélever une seule colonie bien isolée sur milieu gélosé et la mettre dans un tube d'eau distillée stérile, on réalisant une suspension bactérienne faible (opacité 0,5 sur l'échelle de Mc Ferland).

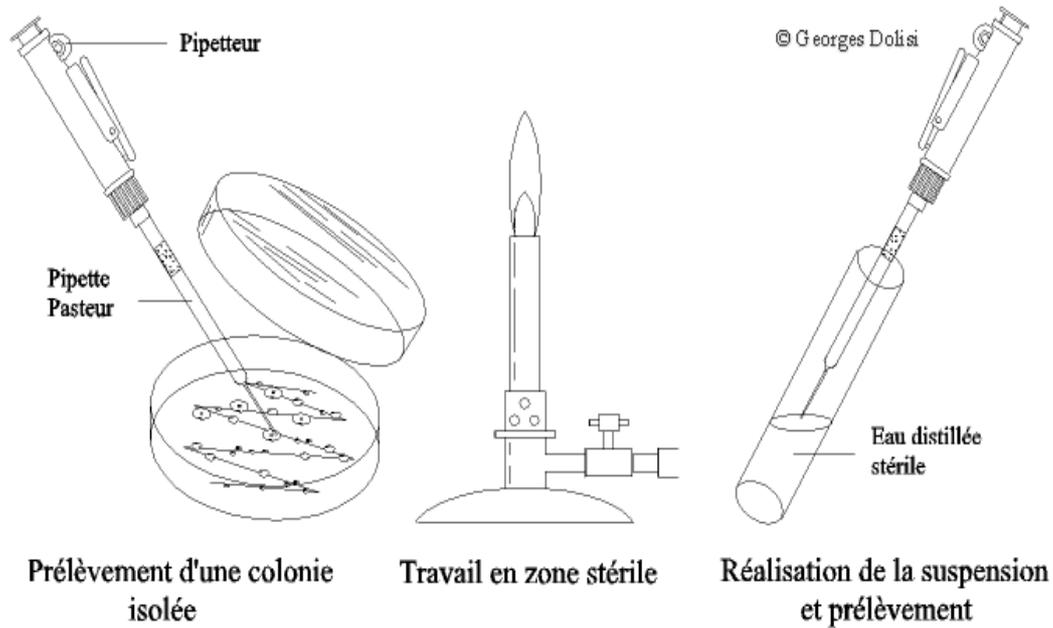


Fig. 21. Préparation de l'inoculum.

Incubation de la galerie :

Remplir en posant la pipette contre la paroi de la cupule. (Fig.22)

Remplir les tubes et les cupules des tests du type **ICITI**.

Remplir les tubules des tests du type **ADH** et remplir la cupule avec de l'huile de paraffine, pour créer l'**anaérobiose**.

Remplir uniquement les tubules des tests restants.

Remarque : il est important de veiller à ne pas créer de bulles lors de l'inoculation qui pourraient fausser le résultat. De plus l'apparition de bulles après l'incubation apportera un caractère d'identification supplémentaire (GAZ +).

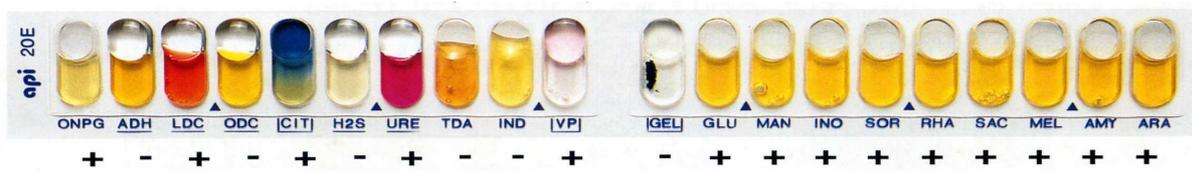


Fig.22. Galerie APi20E

Résultats :

Noter sur la fiche de résultats toutes les réactions spontanées, ensuite réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs : test **VP, TDA, IND...**

Identification :

Avec le tableau d'identification comparer les résultats afficher sur la fiche des résultats avec celle du tableau ; chaque cellule de ce tableau contient le pourcentage de positivité. Avec le catalogue analytique : les tests sont regroupés en groupe de 3, et une valeur (1ou2ou4) est positive suivant l'ordre de l'emplacement de la cupule dans le groupe, ensuite on obtient un nombre de 7chiffres qui sert de code d'identification avec un logiciel d'identification. (Fig.23).

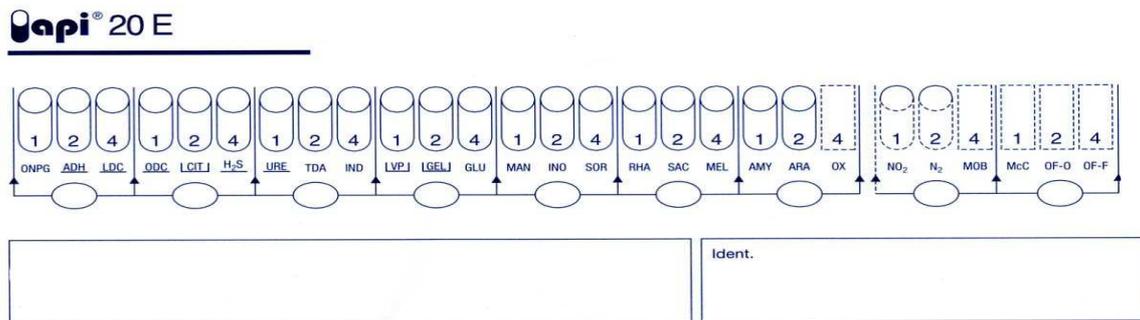


Fig. 23. Fiches des résultats de l'API20E

- **Etude de la mobilité:**

Principe:

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

Technique:

Nous ensemençons par piqûre centrale à l'aide d'une pipette Pasteur, chargé de culture en milieu solide. Nous incubons 24h à 37°C.

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

- Si le germe est très mobile, elle se développe le long de la piqûre la masse microbienne envahit tout le tube;
- S'il est peu mobile, elle se développe le long de la piqûre et se réduit à de petites ramifications;

Enfin, s'il est immobile, il se développe seulement dans la trace de la piqûre qui demeure fine et nette. (Sayad, 2008; Carbonnelle, 1988).

- **Recherche de la B-galactosidase :**

Principe:

La recherche de la B-galactosidase ou test ONPG (Ortho- nitro phényle B-D-Galactosidase) permet de détecter l'enzyme capable de scinder la molécule de lactose positive, des bactéries lactose négatives.

Son principe repose sur le fait que comme le lactose, L'ONPG composé incolore, est scindé par l'enzyme en libérant de l'orthonitro- phénol, composé soluble jaune.

Technique:

Nous ajoutons un disque ONPG 0.5ml d'une suspension dense d'une culture de bactérie prélevée sur un milieu Hektoène.

Les tubes sont examinés après 15mn, 30mn, 1h, 6h et 24h d'incubation.

La majorité des réactions positives sont observées entre 15 et 30mn.

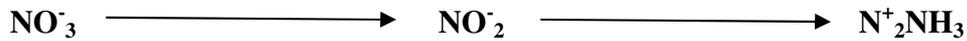
- Réaction ONPG + : coloration jaune.

Réaction ONPG - : pas de coloration. (Sayad, 2008).

- **Le test de réduction du nitrate :**

Principe :

Ce test permet de détecter si un organisme possède le nitrate réductase qui est une enzyme capable de réduire le nitrate (NO_3^-) en nitrite (NO_2^-).



Technique :

Nous avons ensemencé le bouillon nitraté permettant de mettre en évidence, ce caractère par le germe étudié et incubé à 37°C pendant 24 heures.

Après incubation, nous avons ajouté deux gouttes du réactif nitrate réductase I (solution naphthol à 6% dans l'alcool à 60%) et deux gouttes du réactif nitrate réductase II.

Si le milieu devient rose ou rouge, la réaction est dite nitrate réductase positive.

Si le milieu reste incolore, ici on a deux éventualités :

- Ou bien les nitrates ont d'abord été réduits en nitrites mais la réduction s'est poursuivie.
- Ou bien les nitrates n'ont pas été réduits en nitrites et se trouvent donc dans le bouillon nitrate.

Dans ce dernier cas, nous provoquons la réduction chimique en ajoutant de la poudre de Zinc, et si la couleur apparaît, la bactérie est dite nitrate réductase négative. (**Boulekroune, 2008**).

5. Détermination de la qualité physico-chimique de l'eau

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

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

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

- **les matières minérales:**

Ce sont essentiellement des composés ioniques, anions et cations qui proviennent de la dissolution des roches dans l'eau qui circule à leur contact.

L'eau contient également des gaz dissous ayant une grande importance dans les phénomènes biologiques ainsi que chimique.

- **les matières organiques:**

Ce sont, par définition, des composés du carbone, de l'hydrogène, de l'oxygène et de l'azote.

Ces matières proviennent soit de l'érosion des sols, soit de la décomposition de matières animales ou végétales qui se retrouvent dans l'eau. Elles se décomposent du fait de leur instabilité chimique et par l'action des microorganismes de l'eau en formant des composés de plus en plus simples.

- **les matières dissoutes:**

Ce sont des matières dispersées de façon homogènes dans l'eau, facilement polarisées ou ionisées.

Elles obéissent à des équilibres de la dissolution qui sont fonction de la température et de la pression. Ce dernier facteur étant important pour les gaz.

- **les matières colloïdales:**

L'état colloïdal est un état intermédiaire entre l'état dissous et la suspension. Les matières colloïdales sont constituées d'éléments de petite taille chargés négativement, ce qui explique qu'ils se repoussent et se répartissent de façon dispersée et désordonnée dans la masse liquide.

- **les matières en suspension:**

Ce sont des particules solides dont la taille est supérieure à 10 μm , dispersées dans l'eau sans être chimiquement liées avec elle. (Rejsek, 2002).

5.1. Mesure *in situ*:

Pour chaque prélèvement d'échantillons, des mesures *in situ* sont effectuées afin de déterminer certaines caractéristiques de l'environnement des prélèvements comme la température, le pH, la conductivité, l' O_2 dissous et la couleur apparente. (7). Ces paramètres sont très sensibles aux conditions de milieu, elles peuvent disparaître ou se modifier au cours du stockage et transport de l'échantillon au laboratoire. (Rodier, 1996).

- **La couleur apparente:**

Une eau pure observée sous une lumière transmise sur une profondeur de plusieurs mètres émet une couleur bleu clair car les longueurs d'onde courtes sont peu absorbées alors que les grandes longueurs d'onde (rouges) sont absorbées très rapidement. La couleur des eaux de surface est due, généralement, à des substances colorées d'origine variées; (substance humiques, algues, substance minérales et rejets). (Rejsek, 2002).

La couleur apparente d'une eau c'est la couleur due aux substances dissoutes et aux matières en suspension. (Rodier, 1996, Rejsek, 2002).

- **La température:**

Il est très important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la dissociation des sels dissous donc sur la conductivité électrique et dans la détermination de pH.

D'une façon générale, la température des eaux superficielles est influencée par la température de l'air et de leur origine. (Leclerc, 1996).

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

- **le pH:**

Le potentiel hydrogène, plus connu sous le nom de "pH" est la valeur qui détermine si une substance est acide, neutre ou de base, il est calculé à partir du nombre d'ions hydrogène présents. Le pH d'une solution aqueuse varie de 0 à 14, un pH de 7 signifie que la solution est neutre. Un pH inférieur à 7 indique que la solution est acide, et un pH supérieur à 7 indique que la solution est basique. Une solution est neutre lorsqu'il y a autant de H^+ que d' OH^- . (Rodier, 1996), (12).

Le pH peut être déterminé par diverses méthodes d'analyses, telles que les indicateurs colorés, le papier-pH ou l'utilisation d'un pH-mètre. (Rodier, 1996).

Tab. 11. 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 |

- **La conductivité électrique:**

L'eau pure est peu conductrice du courant électrique car elle ne contient que très peu de particules chargées électriquement (ions), susceptibles de se déplacer dans un champ électrique. L'unité de conductivité est le micro-siemens par centimètre ($\mu\text{S}/\text{cm}$).

La conductivité traduit la minéralisation totale de l'eau. Sa valeur varie en fonction de la température. **(Rodier, 1996), (8).**

La conductivité est liée à la présence d'ions en solution. Elle augmente avec la température et la concentration en sels dissous.

Pour la mesure de la conductivité, plonger la sonde dans le milieu à analyser, remuer avec soin et légèrement la sonde et attendre que la lecture se stabilise. Après utilisation, rincer les sondes à l'eau déminéralisée. **(Agrigon, 2000), (13).**

Tab.12. Classifications des eaux d'après leur conductivité.

(Agrigon, 2000; Hakmi, 2002).

| X ($\mu\text{s}/\text{cm}$) | Types d'eaux |
|-------------------------------|---|
| 0.005 | Eau déminéralisée |
| $10 < X < 80$ | Eau de pluie |
| $30 < X < 100$ | Eau peu minéralisée, domaine granitique |
| $300 < X < 500$ | Eau moyennement minéralisée, domaine des roches carbonatées (karst) |
| $500 < X < 1000$ | Eau très minéralisée |
| $1000 < X < 3000$ | Eau très minéralisée, saumâtre ou saline |
| $X > 3000$ | Eau de mer |

- **L'oxygène dissous:**

L'oxygène dissous est un paramètre très important pour les analyse des eaux, il est depuis très longtemps mesuré par des méthodes chimique, actuellement les sondes sont équipées d'électrode a oxygène. Il est exprimé en mg l^{-1} .

Comme c'est le cas pour tous les gaz atmosphériques, la solubilité, ou la saturation, de l'oxygène varie avec la température, la pression et la salinité. (Amino, 1983; Loup, 1974) (9).

5.2 La salinité:

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

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. (10).

5.3 La turbidité:

Un liquide trouble s'éclaire vivement lorsqu'il est traversé par un faisceau lumineux, c'est le phénomène dit de Tyndall due aux particules insolubles en suspension diffusant latéralement une partie des rayons lumineux.

L'appareillage utilisé est un turbidimètre et une cuve stérile.

Mode opératoire :

- Remplir la cuve stérile avec l'eau à analyser.
- Appuyer sur le bouton mesure.
- Faire la lecture après la stabilisation de turbidimètre. (Rodier, 1996; Amino, 1983).

Tableau. 13 : Classes de turbidité usuelles (NTU, nephelometric turbidity unit). (Hakmi, 2002).

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

5.4 Les chlorures:

Les chlorures sont répandues dans la nature, on les trouve sous forme de Na Cl, KCl ou Ca Cl₂. (Sayad, 2008).

Principe de dosage:

Les chlorures sont dosés en milieu neutre par une solution titrée de nitrate d'argent en présence de chromate de potassium, la fin de la réaction est indiquée par l'apparition de la teinte rouge caractéristique du chromate d'argent.

Réactifs :

- Solution de chromate de potassium à 10%
- Solution de nitrate d'argent N/10.

Mode opératoire :

Introduire 25ml d'eau à analyser dans un erlemmeyer au col large, ajouter 2 à 3 gouttes de solution de chromate de potassium à 10%, verser au moyen d'une burette la solution de nitrate d'argent jusqu'à l'apparition d'une teinte rougeâtre qui doit persister 1 à 3 minutes(Fig. 24). (Rodier, 1996).



Fig. 24. Dosage des chlorures.

5.5 Le taux des sels dissous (TDS):

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

La mesure de la TDS se fait dans le laboratoire à l'aide d'un TDS mètre en mettant une quantité de l'eau à analyser dans une cuve stérile et la introduire dans cet appareil. **(Rodier, 1996).**

5.6 La matière organique : (Ou l'oxygène utilisé pour la réduction de permanganate de potassium).

Ce test à caractère conventionnel du permanganate a pour but d'approcher la teneur en matière organique présentes dans l'eau.

Principe :

L'opération consiste à mesurer en milieu acide et en milieu alcalin, la quantité d'oxygène utilisé pour la réduction du permanganate de potassium par les matières organiques d'origine animales ou végétales contenues dans une eau.

Réactifs :

- Solution acide sulfurique 50%
- Solution de permanganate de potassium N/80 à préparer à partir d'une solution N/10 récemment titrée, vérifier le titre de cette solution 1ml de la solution N/80 correspond à 0.1mg d'oxygène.
- Solution d'acide oxalique N/80 à préparer à partir d'une solution N/10 récemment titrée.

Mode opératoire :

Introduire dans un erlemmeyer de 500ml d'eau à analyser et 10ml d'acide sulfurique à 50%, ajouter 10ml de solution de permanganate de potassium N/80 , porter l'échantillon à l'ébullition ménagée pendant 10 minutes à partir du moment où les bulles en formation au fond du ballon viennent avec la surface du liquide, ajouter ensuite 10ml d'acide oxalique N/80 pour décolorer, prévenir immédiatement à la teinte rose faible mais persistante à l'aide d'une burette graduée, la solution de permanganate de potassium N/80 faire un essai à blanc en opérant les mêmes conditions. (Rodier, 1996; Amino, 1983).

5.7 Dosage de calcium (Ca^{+2}) : Méthode par complexometrie

Principe :

Le principe est identique à celui de la méthode complexometrique décrite pour la dureté totale.

Comme le dosage se fait à un pH élevé, le magnésium est précipité sous forme d'hydroxyde et n'intervient pas. Par ailleurs, l'indicateur choisi ne se combine qu'avec le calcium.

Réactif :

- Indicateur coloré : Murexide
- Solution d'EDTA (N/50)
- Solution d'hydroxyde de sodium à 2N

Mode opératoire :

- Introduire 50ml d'eau à analyser dans un erlemmeyer au col large.
- Ajouter 2 ml de solution d'hydroxyde et quelques grains d'indicateur coloré.
- Verser la solution d'EDTA jusqu'au virage du rose au violet. (Fig.25). (Rodier, 1996; Amino, 1983), (11).



Fig. 25. Dosage de calcium.

5.8 Dosage de Mg^{+2} :

Réactifs :

- Solution d'EDTA (N/50)
- Noir d'eriochrome T
- NH_4OH à PH=10

Mode opératoire :

Introduire 50ml d'eau à analyser dans un erlemmeyer au col large, ajouter 02ml de NH_4OH à PH=10 et une pincée de noir d'eriochrome T, titrer par l'EDTA (N/50) jusqu'au virage de la couleur bleu. (**Hakmi, 2002**).

5.9 Résidus secs :

Principe :

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

Mode opératoire :

- Tarer une capsule préalablement lavée, rincer avec de l'eau distillée et dessécher.
- Prélever 200ml d'eau à analyser.
- Porter à l'étuve à 105°C pendant 24 heures.
- Laisser refroidir pendant ¼ heures au dessiccateur.
- Peser immédiatement et rapidement. **(Rodier, 1996; Amino, 1983).**

5.10 Matières en suspension (MES) :

Principe :

L'eau est filtrée et le poids de matières retenues par le filtre est déterminé par pesée différentielle.

Matériel spécial :

- Dispositif de filtration sous vide ou sous pression (rampe).
- Membranes de filtration.

Mode opératoire :

- Mettre les membranes filtrantes dans une étuve à 105°C pendant 20minutes.
- Laisser refroidir dans le dessiccateur.
- Ensuite les pesée : soit p1=poids des membranes avant filtration.
- Placer les membranes dans la rampe à filtration et faire passer 200ml d'eau à analyser a travers.
- Rendre les membranes à l'étuve (à105°C) a fin de sécher pendant 20minutes.
- Les laisser refroidir au dessiccateur puis les peser une deuxième fois soit p2= poids des membranes après filtration. **(Rodier, 1996; Hakmi, 2002).**

5.11 Détermination de l'alcalinité (HCO_3^-):

L'alcalinité d'une eau correspond à la présence des bicarbonates, carbonates et hydroxydes.

Principe :

Détermination des volumes successifs d'acide fort en solution diluée nécessaire pour neutraliser, aux niveaux de $\text{pH} = 8.3$ et 4.3 , le volume d'eau à analyser. La première détermination sert à calculer le titre alcalimétrique (TA), la seconde à calculer le titre alcalimétrique complet (TAC).

Réactifs :

- Solution d'acide Chlorhydrique à 1 N :
- Solution d'HCl à 0,1 N :

Mode opératoire :

- Prendre 100 ml d'eau à analyser,
- Noter son pH puis titrer avec HCl à 0,1 N jusqu'à obtention d'un pH de 4,3. (**Rodier, 1996; Amino, 1983**).

5.12 L'azote des nitrates:

Ils jouent un rôle important comme engrais, car ils constituent le principal aliment azoté des plantes, dont ils favorisent la croissance. Toutes les eaux naturelles contiennent normalement des nitrates à des doses variant selon les saisons. Les ions nitrates se forment naturellement dans le cycle de l'azote. Les concentrations de nitrates d'origine naturelle dans les eaux de surface sont généralement de quelques milligrammes par litre. **(8)**.

Pour le dosage des nitrates les méthodes proposées sont la chromatographie ionique, applicable aux teneurs supérieures à 1mg/L., la réduction au cadmium de 0.01 à 1 mg/L en N, avec une adaptation en automatique de 0.05 à 20 mg/L. les méthodes spectrophotométriques exigent un échantillon limpide : les échantillons turbides doivent être filtrés sur membrane de 0.45µm après avoir effectué le dosage.

Principe:

Les nitrates sont réduits, à travers une colonne de cadmium. En nitrites qui sont dosés par spectrophotométrie.

Mode opératoire:

Faire passer 100 ml d'un mélange composé de 25 ml d'échantillon et de 75 ml de solution de chlorure d'ammonium EDTA à travers la colonne. Ecarter les 30 premiers millilitres et réaliser la détermination des nitrites sur 50 ml de la fraction restante par la méthode de dosage des nitrites. **(Rodier, 1996; Amino, 1983).**

5.13 L'azote des nitrites:

Les nitrites sont des composés azotés solubles dans l'eau qui se forment lorsque la dégradation microbologique des nutriments (résidus de nourriture) est incomplète. Leur présence peut aussi être due à un apport d'eaux chargées en nitrites ou d'eaux pluviales (surtout après les orages). Lorsque l'écosystème est intact, l'analyse de l'eau ne doit détecter aucun nitrite. Même à très faible concentration (0,2 mg/l), les nitrites peuvent avoir des incidences extrêmement négatives sur un bassin et intoxiquer tous les poissons qu'il contient. Cette toxicité est due principalement à ce qu'en se fixant dans le sang, les nitrites empêchent le transport de l'oxygène. **(Amino, 1983).**

Réactif:

Réactif1 : solution de sulfanilamide.

Réactif 2 : solution de N-naphtyl-ethylenediamine.

Mode opératoire :

La température des échantillons doit être comprise entre 15 et 25 °C .On procède comme suit :

- Rincer une éprouvette de 50 ml avec l'eau à analyser.
- Introduire 50 ± 1 ml de l'échantillon.
- Ajouter 1ml du réactif 1 et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 min.
- Ajouter 1 ml du réactif 2 et mélanger à nouveau
- Attendre au moins 10 min mais pas plus de 2 heures.
- Mesurer l'absorbance en cuve de 10 cm de trajet optique à la longueur d'onde de 543nm .en prenant de l'eau distillée comme référence. (Rodier, 1996; Amino, 1983).

5.14 L'azote ammoniacal:

Le choix de la méthode est déterminé par la concentration en ions ammonium qui est très variable et la plus part d'ions interférents tels que chlorures, fer, amine, matière organiques, etc.

Principe

Mesure spectrométrique à environ 655nm du composé bleu formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et hypochlorite en présence de nitroprussiate de sodium.

Réactifs

Réactif 1: Solution chlorée.

Réactif 2. Solution de nitroprussiate de sodium et de phénol.

Mode opératoire :

- Prendre 40 ml d'eau à analyser
 - Ajouter 4 ml du réactif I
 - Ajouter 4 ml du réactif II et ajuster à 50 ml avec H₂O distillée et attendre 1h. 30
- * L'apparition de la coloration verdâtre indique la présence de : NH₄⁺

Effectuer la lecture à 655 nm. (Rodier, 1996; Amino, 1983).

5.15 Les phosphate (PO₄⁻) :

Principe

La méthode de Murphy et Riley (1962) reste encore aujourd'hui une des plus rapides et des plus simple pour le dosage des ions ortho phosphate en eau.

Réactifs

- Solution de molybdate d'ammonium.
- Acide sulfurique 2.5mol/l
- Solution d'acide ascorbique.
- Solution d'oxotartrate de potassium et d'antimoine.

Mélange-réactif.

Mélanger les réactifs ci-dessus dans la proportion suivante :

- 100 ml de solution de molybdate d'ammonium.
- 250 ml d'acide sulfurique 2,5mol/l.
- 100 ml de solution d'acide ascorbique.
- 50 ml de solution d'oxotartrate de potassium et d'antimoine.

Ce mélange –réactif qui ne conserve pas plus de 6 h doit être préparé immédiatement avant chaque série d'analyses.

Mode opératoire

La température des échantillons doit être comprise entre 15 et 30 °C.

On procède comme suit :

- * Préparer le mélange –réactif.
- * Mesurer 100 ml d'échantillon.
- * Ajouter 10 ± 0.5 ml du mélange –réactif et homogénéiser aussitôt.
- * Attendre 5 min et mesurer à l'eau l'absorbance à 885 nm. (**Amino, 1983**).

5.16 Dosage du silicium dissous:

Principe

Le dosage colorimétrique est fondé sur la formation du complexe silicomolybdique qui, après réduction, donne une coloration bleu intense.

Matériel et réactifs:

- On n'utilise pas des flacons en verre mais exclusivement du plastique.
- Rincer plusieurs fois le flacon avant de le remplir avec l'eau à analyser l'eau sera pré filtrée à environ $50\mu\text{mol}$
- On doit disposer d'un spectrophotomètre ou d'un colorimètre mesurée d'un filtre ayant un maximum de transmission à 810nm environ.
- Eau distillée
- Solution de methol-sulfite.
- Solution d'acide oxalique
- Solution d'acide sulfurique à 50%.
- Réactif 1** réactif au molybdate.
- Réactif de travail** : réducteur.

Ce réactif réducteur est obtenu en mélangeant successivement les réactifs ci- dessus dans l'ordre et les proportions suivantes :

- 100 ml de solution de métol- sulfite.

- 60 ml de solution d'acide oxalique.
- 60 ml d'acide sulfurique à 50%.
- Compléter avec de l'eau distillée pour obtenir 300 ml de solution.

Cette solution doit être préparée juste avant utilisation et ne conserve pas.

Mode opératoire

- Introduire, dans une éprouvette de 50 ml, 10 ml de réactifs 1.
- Ajouter à la pipette 250 ml d'échantillon, boucher et mélanger.
- Attendre au minimum 10 min mais jamais plus de 30 min. Et noter ce temps à 12 min près afin d'opérer toujours de façon identique pour tous les échantillons et les étalons.
- Ajouter rapidement les réactifs 2, fraîchement préparé, pour compléter à 50 ml et mélanger aussitôt.
- Attendre 2 à 3 h et mesurer l'absorbance en cuves de 1 cm, par rapport à l'eau distillée, à 810 nm. **(Rodier, 1996; Amino, 1983).**



Chapitre III

1. Paramètres physico-chimiques

1.1. La couleur apparente:

La coloration de l'eau peut être causée par la présence de minéraux naturels (le fer et le manganèse), Les algues, les protozoaires, les produits de la décomposition des végétaux de même que les composés organiques et inorganiques provenant d'effluents industriels et des eaux de ruissellement des terres agricoles peuvent aussi teinter l'eau (Rejsek, 2002).

Pour Garaet Hadj Taher on a constaté que ses eaux ont été claires durant toute la période de notre étude. Cette couleur a été altérée à partir du mois de novembre surtout en période de crue ou elle a pris une couleur jaunâtre brune, surtout au niveau de la station 1. Mais d'une manière assez générale et mis a part le mois d'avril on a constaté que l'eau redevient de plus en plus claire.

1.2. La température:

La température est une mesure momentanée, en fonction de l'heure et du lieu de prélèvement.

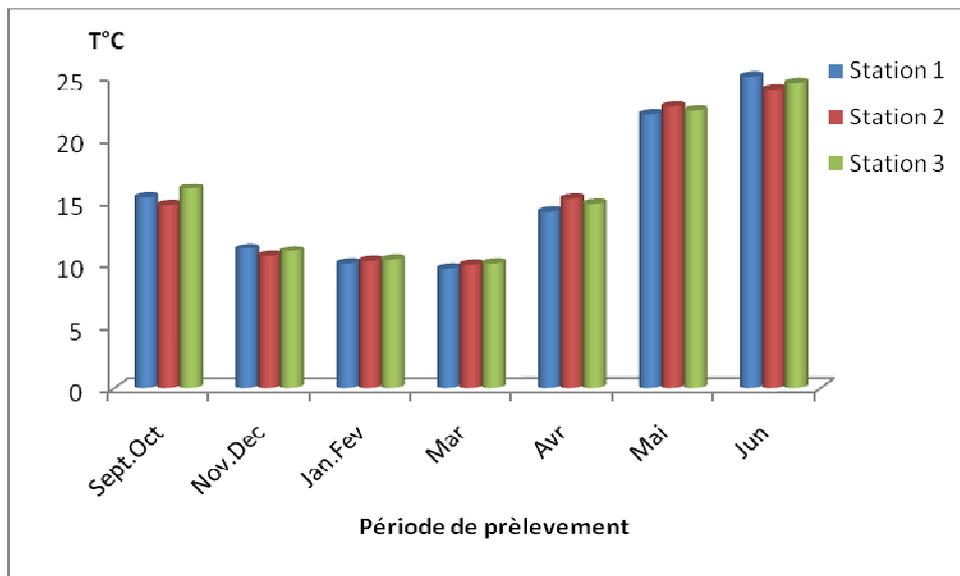


Fig. 26. Variations de la température de l'eau du Garaet Hadj Taher.

D'après les résultats (Fig.26), la température minimale de l'eau de Garaet Hadj Taher est 9.6°C enregistrée dans le mois de mars à la station (S1). La température maximale est 25°C notée pendant le mois de juin à la station (S1).

En effet, la température est un facteur écologique très important qui a une grande influence sur les propriétés physico-chimiques des écosystèmes aquatiques (**Ramade, 1993**). Elle conditionne les possibilités de développement et la durée du cycle biologique des espèces aquatiques. (**Angelier, 2003**).

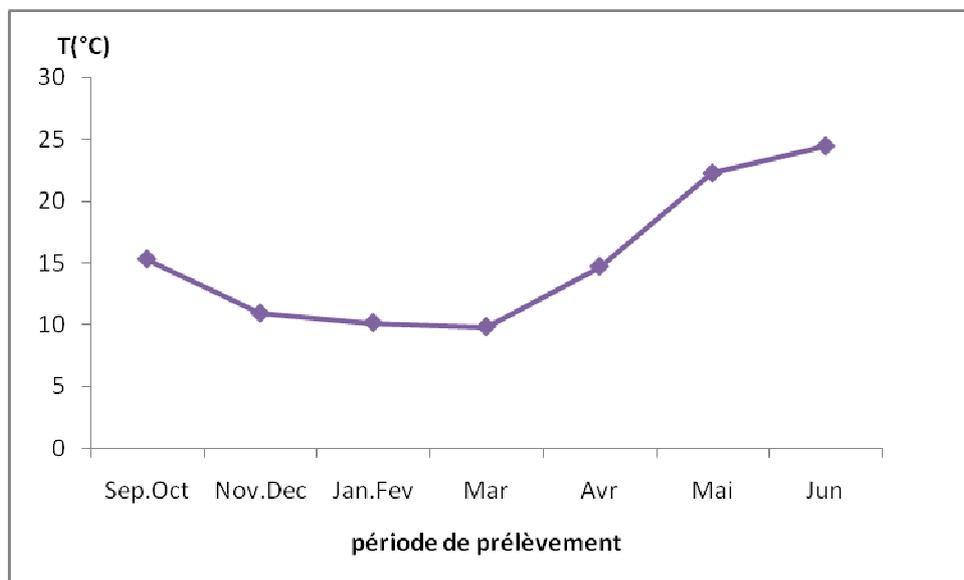


Fig. 27. Variations de la température moyenne de l'eau de Garaet Hadj Taher.

Pour l'ensemble des stations, la température a tendance à augmenter ou à diminuer avec l'évolution des saisons. La situation des stations influe légèrement sur ce paramètre. (Fig.27).

L'élévation de la température s'accompagne toujours d'une modification de la densité, d'une réduction de la viscosité, d'une augmentation de la tension de vapeur saturante à la surface (évaporation) et d'une diminution de la solubilité de l'oxygène. (**Bremond et Vuichard, 1973**).

Par ailleurs, les basses températures affectent l'auto-épuration des eaux. Encore les réactions de dénitrifications cessent à 3°C et elles reprennent à 5°C et sont cinq fois supérieures à 20°C. (Martin, 1979).

Selon la grille d'appréciation de la qualité générale de l'eau de rivières (Masson, 1988), (Tab.14) l'eau de Garaet Hadj Taher est normale, bonne et moyenne d'après la saison de prélèvement.

Tab. 14. 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 |

1.3. Le pH:

Le pH de l'eau de Garaet Hadj Taher est plus au moins neutre. Il oscille entre 6.64 et 7.95 (Figs.28 et 29).

La valeur la plus faible est observée à la station (S3) pendant le prélèvement de (Jan-Fev), la plus élevée est relevée au prélèvement de (Sep-Oct) à la station (S2).

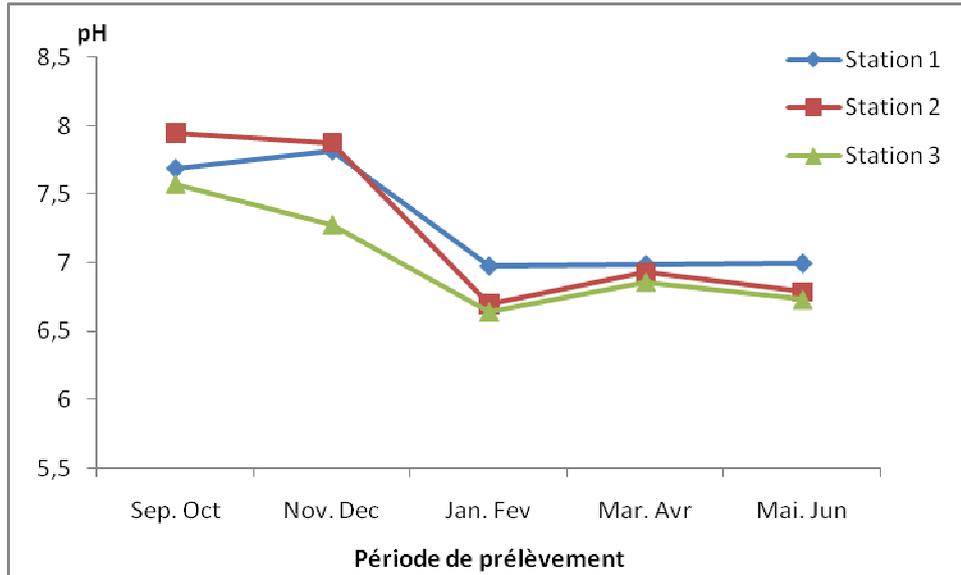


Fig. 28. Variations spatio-temporelles du pH de l'eau de Garaet Hadj Taher.

Le pH de Garaet Hadj Taher présente une moyenne de 7.18 pour l'ensemble des stations.

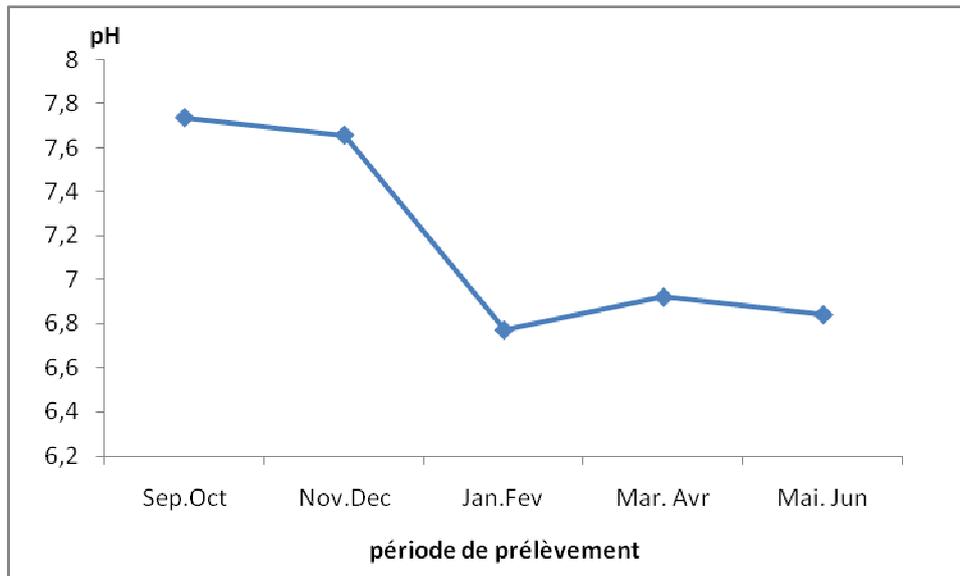


Fig. 29. Variations du pH moyen des eaux de Garaet Hadj Taher.

Le pH représente le degré d'acidité ou d'alcalinité du milieu aquatique. Le pH des écosystèmes aquatiques est utilisé comme paramètre substitut pour représenter les relations complexes entre la chimie de l'eau et les effets biologiques. (Jessries *et al.*, 1998; Benlatrech et Benslimen, 2002).

Un pH compris entre 7 et 10 permet un développement à peu près correct de la faune et de la flore aquatique. (Nisbet et Verneaux, 1970).

La grille d'appréciation de la qualité de l'eau (Ministère algérien des ressources en eau), nous permet de conclure que la qualité de l'eau de Garaet Hadj Taher est bonne (de 6.5 à 8.5).

1.4. La conductivité électrique:

La conductivité électrique présente des variations importantes s'observant essentiellement durant la période pluvieuse. (Fig.30).

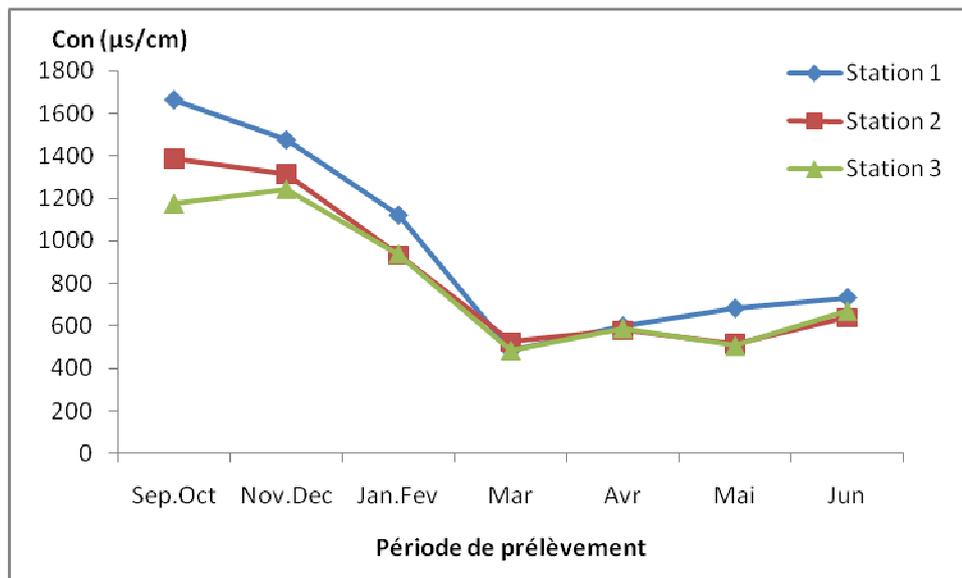


Fig. 30. Variations spatio-temporelles de la conductivité électrique de l'eau de Garaet Hadj Taher.

La valeur la plus faible est 486 µs/cm enregistrée au niveau de la station (S3) au mois de mars, la plus élevée est 1661 µs/cm enregistrée au niveau de la station (S1) au mois de septembre.

La mesure de la conductivité électrique permet d'évaluer rapidement mais très approximativement la minéralisation globale de l'eau. (Rodier, 2005).

Elle dépend de la qualité des sels ionisables. Elle constitue une bonne appréciation des concentrations globales des matières en solution dans l'eau.

D'une manière générale, la diminution de la conductivité électrique dans les périodes pluviales peut être attribuée à un phénomène de dilution (Mehennaoui, 1998). Cependant, ce paramètre croît progressivement avec l'évaporation de l'eau (période estivale).

D'après la grille de la qualité des eaux de rivières (Monod, 1989). (Tab.15). L'eau de Garaet Hadj Taher est passable à bonne selon la période de prélèvement.

Tab. 15. Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique.

| Conductivité électrique ($\mu\text{s}/\text{cm}$) | Qualité des eaux | Classe |
|---|------------------|--------|
| $\text{CE} < 400$ | Bonne | 1A |
| $400 < \text{CE} < 750$ | Bonne | 1B |
| $750 < \text{CE} < 1500$ | Passable | 2 |
| $1500 < \text{CE} < 3000$ | Médiocre | 3 |

1.5. L'oxygène dissous:

La solubilité de l'oxygène dans l'eau dépend essentiellement de la température. Les teneurs en oxygène dissous sont variables d'une manière régulière dans l'espace et dans le temps pour les trois stations. Les variations sont essentiellement observées durant la période pluvieuse (Figs.31 et 32).

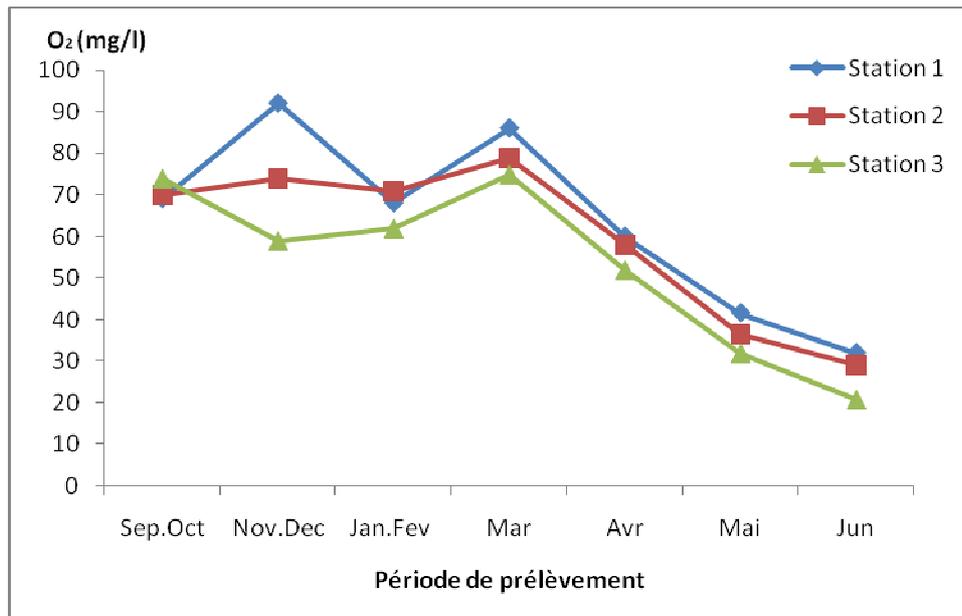


Fig. 31. Variations des teneurs d'Oxygène dissous en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher.

D'après le graphique, nous avons enregistré un maximum de 9.4mg/l (93%) et 88mg/l (88%), respectivement aux mois de décembre et de mars. La valeur minimale est notée pendant le mois de juin 2.8mg/l (21%).

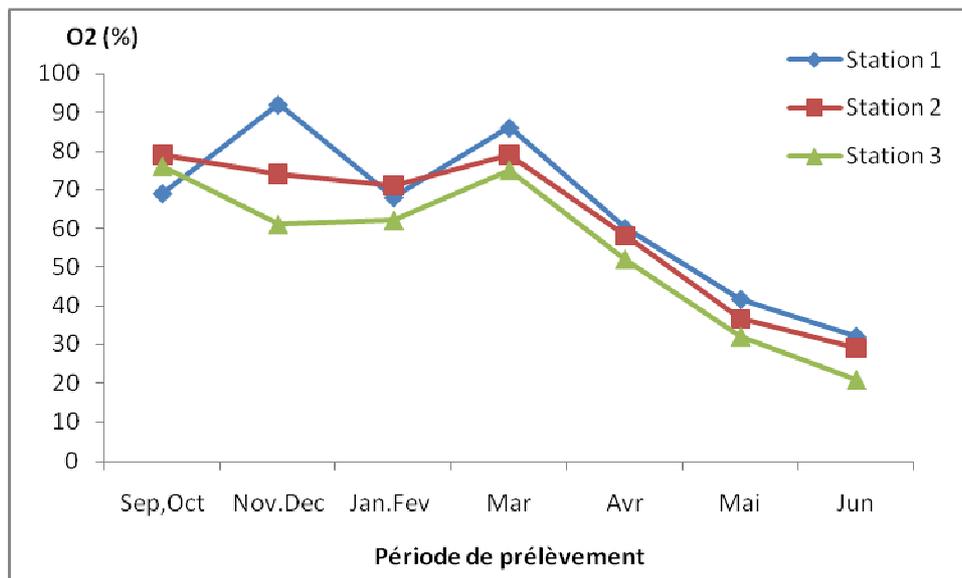


Fig. 32. Variations du % de saturation en oxygène dissous de l'eau de Garaet Hadj Taher.

L'oxygène représente environ 35% de gaz dissous dans l'eau. Il a une importance primordiale dans les eaux de surface puisqu'il conditionne les processus d'auto-épuration et de préservation de la vie aquatiques. (Gaujous, 1995).

La saturation en oxygène de l'eau est assurée par les échanges gazeux entre l'eau et l'atmosphère à travers l'interface air-eau. Plus la température de l'eau est faible, plus la solubilité de l'oxygène est importante. (Leynaud, 1980).

Selon la grille d'appréciation de la qualité générale de l'eau utilisée en France (Masson, 1988), les divers prélèvements peuvent être qualifiés comme suit (Tab.16).

Tab. 16. Qualité de l'eau de Garaet Hadj Taher, en fonction du pourcentage de saturation en oxygène dissous. (Masson, 1988).

| % de saturation | Qualité | Sep.Oct | Nov.Dec | Jan.Fev | Mar | Avr | Mai | Jun |
|-----------------|------------------|----------|---------|----------|----------------|----------------|----------------|----------|
| 91à110 | Excellente | | S1 | | | | | |
| 71à90 | Bonne | S2 S3 | S2 | S2 | S1 S2 S3 | | | |
| 51à70 | Passable | S1 | S3 | S1 S3 | | S1 S2 S3 | | |
| 31à50 | Mauvaise | | | | | | S1 S2 S3 | S1 |
| <30 >130 | Très mauvaise | | | | | | | S2 S3 |

Selon cette grille l'eau de Garaet Hadj Taher est 1/2 bonne durant les périodes pluviales et mauvaise pendant la période estivale.

1.6. La salinité:

La salinité présente peu de variations, s'observant essentiellement durant la période pluvieuse. (Fig.33).

La salinité moyenne mesurée est 0.3. Elle arrive à un maximum de 0.7 pendant la période sèche, et à un minimum de 0.1 due probablement à l'effet de dilution pendant la période pluviale.

D'après les résultats, on constate que l'eau de Garaet Hadj Taher est une eau purement douce (salinité de l'eau de la Méditerranée est de 36).

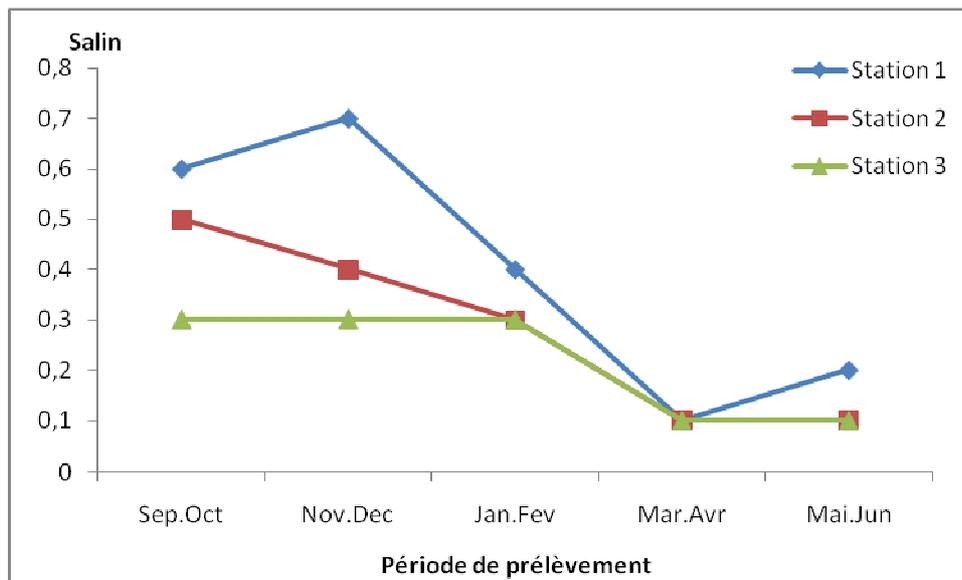


Fig. 33. Variations mensuelles de la salinité de l'eau de Garaet Hadj Taher.

1.7. La turbidité:

La turbidité est liée à la présence de particules organiques diverses, d'argile, de colloïdes de plancton, etc.

D'après les résultats (Fig. 34). Les grandes valeurs sont généralement enregistrées dans la première station vue sa localisation entre deux collines, essentiellement dans la période pluviale. Elle est due au ruissèlement.

La turbidité est favorisée par la pluviométrie. Dans les eaux profondes, la turbidité empêche la lumière influençant ainsi végétation. (Rodier, 1996).

Selon la grille de la qualité des eaux de surfaces (Ministère des ressources en eau). (Tab.17), l'eau de Garaet Hadj Taher est bonne.

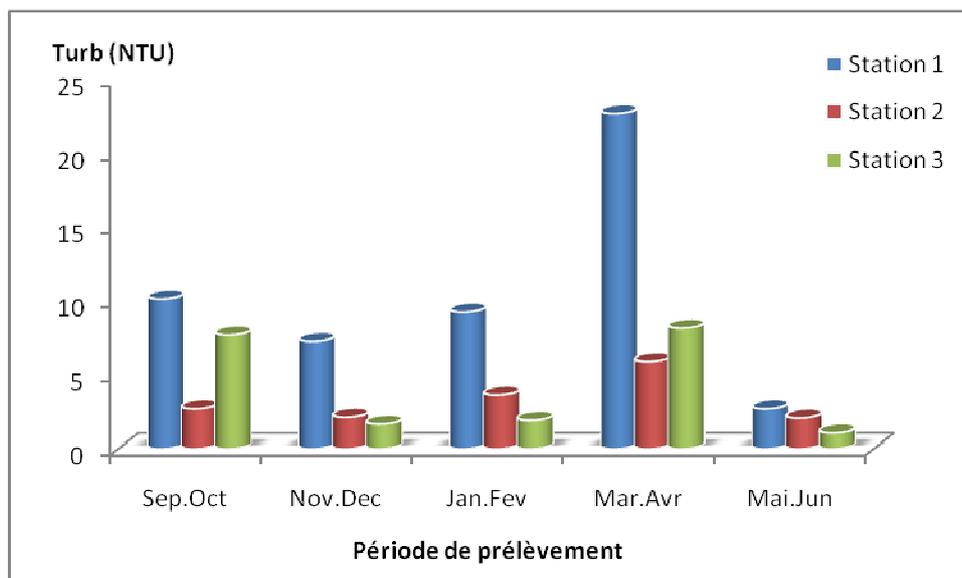


Fig. 34. Variations de la turbidité de l'eau de Garaet Hadj Taher.

Tab.17. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la turbidité.

| Turbidité NTU | Classe |
|---------------|-----------------------|
| <25 | Bonne |
| 25à30 | Acceptable |
| 30à35 | Médiocre |
| >35 | Excessivement polluée |

1.8. Les chlorures:

Les chlorures existent dans toutes les eaux à des concentrations très variables (**Bremond et Vuichard, 1973**).

Les eaux de Garaet Hadj Taher présente des teneurs en chlorures variant dans l'espace et dans le temps, dont la teneur la plus élevée a été enregistrée au mois de novembre a la station (S1) ,454.5mg/l, (Fig.35). Ainsi que la valeur la plus faible a été mesurée pendant le mois de mai à la station (S3), 113.6mg/l.

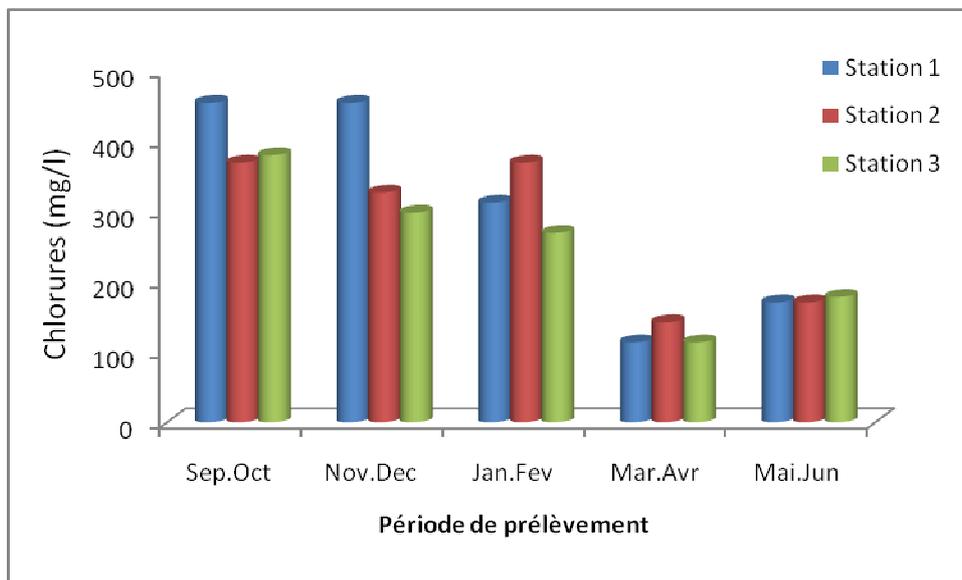


Fig. 35. Teneurs en chlorures en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher.

Les concentrations d'origine atmosphérique paraissent assez faibles pour avoir une contribution aux concentrations des eaux de ce marais. La majeure part des chlorures viendrait de la dissolution des roches salées du Trias et du Moi-Plicéne. (**Farah, 1991**).

En se référant à la norme française 100mg/l (**Rejsek, 2002**), les eaux de Garaet présente d'une manière générale des valeurs plus élevées surtout pendant la période estivale. En hiver les valeurs sont acceptables.

1.9. Les TDS:

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

D'une manière générale, les teneurs de sels dissous varient en fonction des saisons de la même manière que la conductivité électrique. (Fig.36).

La mesure de la TDS permet d'illustrer que la valeur 789mg/l enregistrée dans le mois de décembre est la valeur maximale, tandis que la valeur 260mg/l enregistrée pendant le mois d'avril est la valeur minimale.

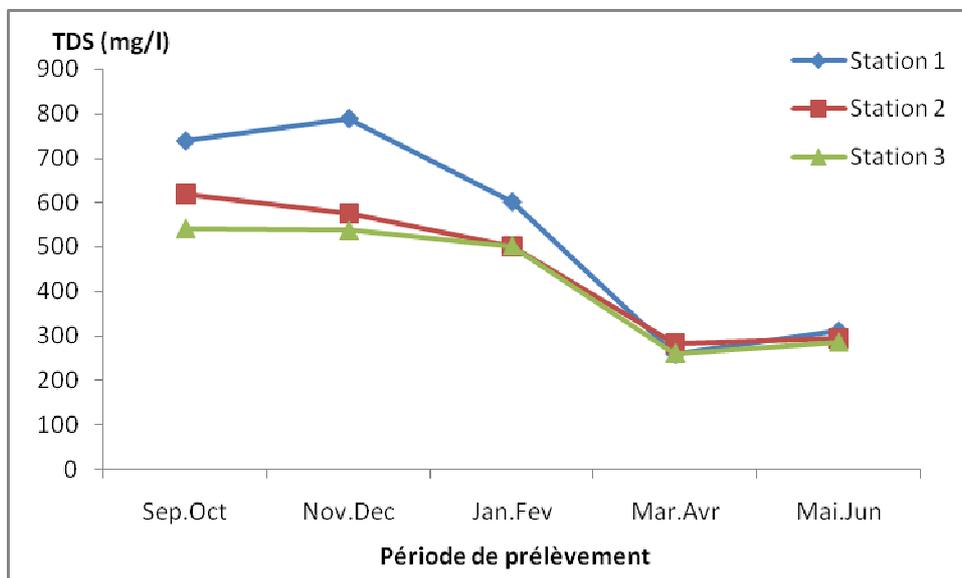


Fig. 36. Variations spatio-temporelles de la TDS de l'eau de Garaet Hadj Taher.

Le graphe expose des allures plus au moins similaires de celui de la conductivité et de la salinité, qui ont été influencés par le seul facteur "la saison de prélèvement". Durant la période pluvieuse les valeurs sont faibles suite à l'effet de dilution, cependant ils sont élevés en période sèches (évaporation).

1.10. La matière organique:

La matière organique ou encore l'oxydabilité aux permanganates, dont le principe est analogue à celui de la DCO, permet d'apprécier les teneurs en substances oxydables. Les eaux de surface renferment naturellement des matières organiques constituées de produits de décomposition d'origine animale ou végétale, élaborées sous l'influence des micro-organismes. (Rodier, 2005).

Les teneurs de la matière organique sont assez semblables pour l'ensemble des stations durant presque tous les prélèvements exceptés les mois de la période pluvieuse (Fig.37).

Les teneurs extrêmes de la matière organique sont de 10.5mg/l enregistrées pendant le mois de janvier à la station (S3) et de 10.2mg/l relevée durant le mois d'octobre à la même station.

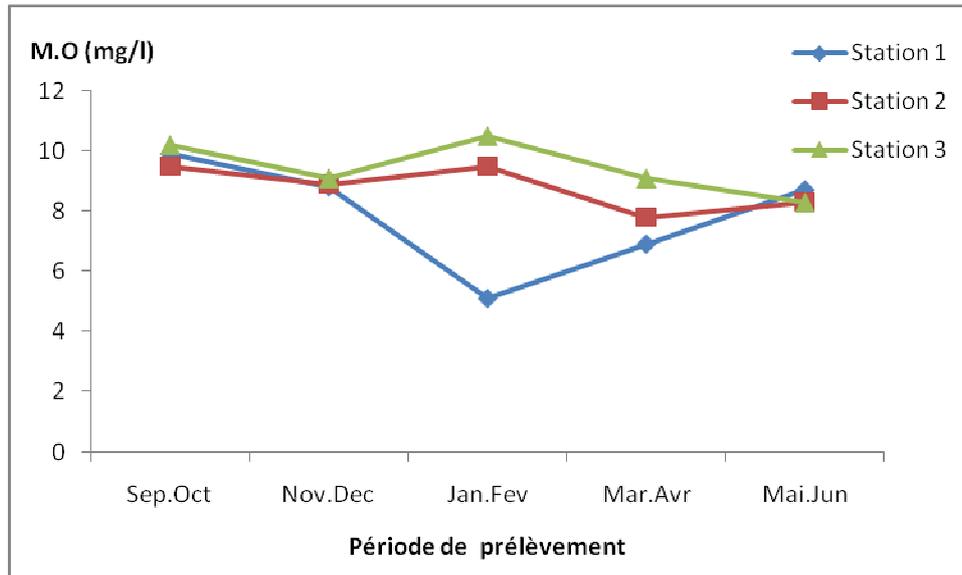


Fig. 37. Variations des teneurs en matière organique en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher.

L'eau de Garaet Hadj Taher présente un taux élevé en matières organique. Une telle observation traduit une forme de pollution organique.

Les valeurs mesurées durant les mois de janvier et de février peuvent s'expliquer par le phénomène de biodégradation des substances organiques suite aux conditions d'oxygénation qui permettent une décomposition parfaite de la charge organique. Ces valeurs traduisent aussi une forte charge organique qui peut être due à un enrichissement de l'eau en matières organiques suite aux pluies torrentielles ou aux crues.

La matière organique est considérée une source d'énergie carbonée, de phosphore et d'azote après minéralisation. Elle est également un support de la synthèse biologique, une source de métabolites ou de vitamines.

Le diversement d'une charge organique permet la prolifération des protistes hétérotrophes et des espèces bactériennes. **(Angeli, 1980).**

1.11. Calcium (Ca^{++}):

Le calcium est l'élément de la dureté. Ces teneurs dans les biotopes terrestres ou limniques présentent une importance écologique majeure. **(Ramade, 2002).**

Constituant cationique le plus dominant des eaux superficielles, il se présente généralement sous forme de bicarbonates $\text{Ca}(\text{HCO}_3)$ solubles. **(Bremond et Vuichard, 1973).**

Les valeurs de calcium varient d'une station à une autre. Les teneurs varient surtout durant la période pluvieuse (Fig. 38).

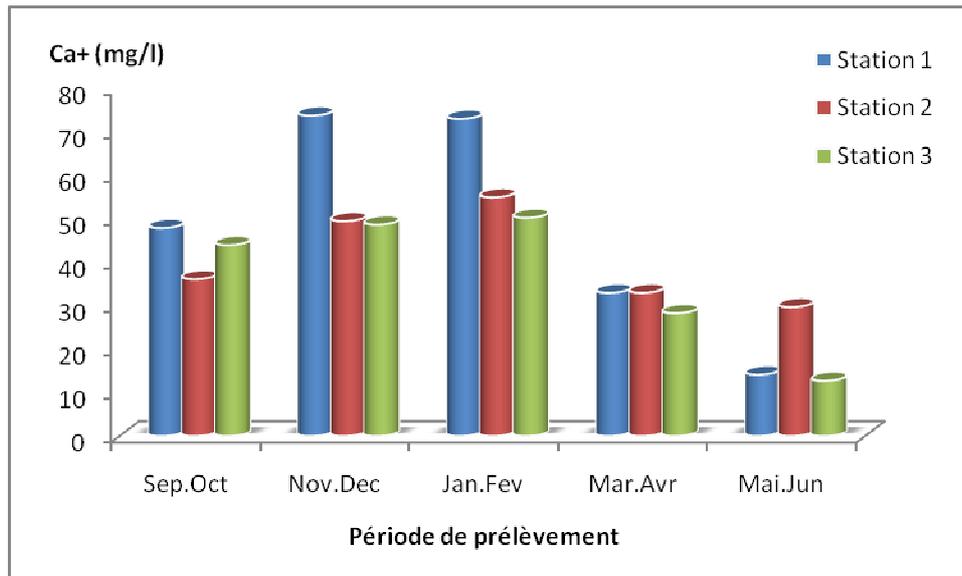


Fig. 38. Variations des teneurs en Calcium dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

L'eau de Garaet présente une valeur de calcium supérieur à 72mg/l durant toute la période pluviale dans la station (S1), et une valeur minimale pendant la période sèche.

Les valeurs enregistrées dans la période humide présentent des teneurs largement élevée, ceci peut être du à la dissolution des carbonates (calcite, magnésienne) (**Bremond et Vuichard, 1973**), ajoutant que la teneur en ion calcium est liée directement à la nature géologique des terrains traversés par l'eau.

L'ion calcium joue aussi un rôle essentiel dans les écosystèmes aquatiques. En effet, il entre dans la constitution des squelettes et coquilles, et dans les phénomènes de perméabilité cellulaire. (**Gaujous, 1995**).

1.12. Magnésium (Mg^{++}):

Le magnésium est un constituant de nombreux minéraux et roches, en particulier la dolomie (carbonate double de calcium et de magnésium). Il provient également de la dissolution d'autres roches (basalte, magnésites, argiles, etc.). (**Ramade, 2002**).

Les teneurs du magnésium sont assez proches les unes des autres. Elles fluctuent surtout dans la station (S1). (Fig.39).

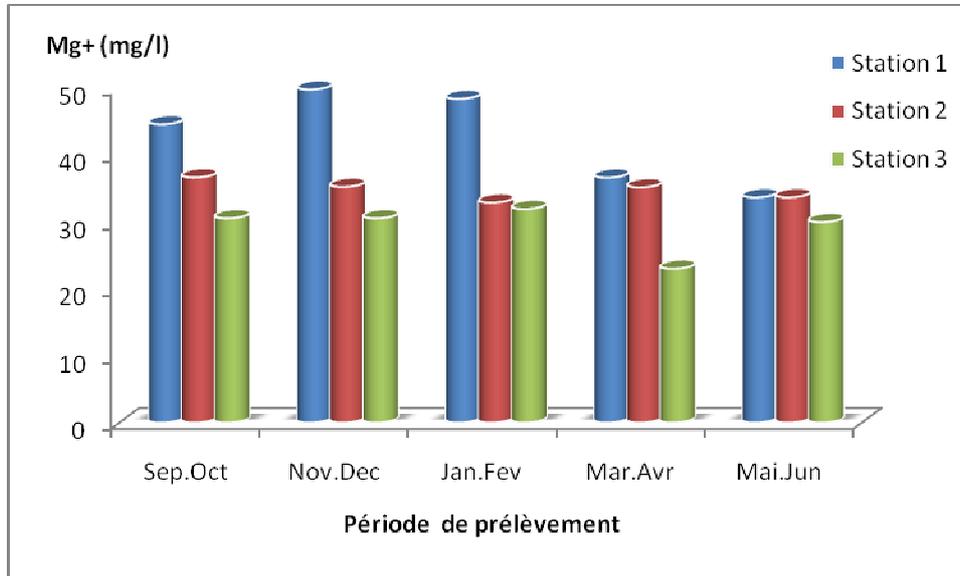


Fig. 39. Variations des teneurs en Magnésium dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

Au niveau de la Garaet, les valeurs extrêmes du magnésium 48 et 49 mg/l sont enregistrées pendant la période pluviale. Durant la période sèche, les valeurs ont diminuées pour toutes les stations (environ 30 mg/l).

Selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau (**Ministère des ressources en eaux**) (Tab.18), l'eau de Garaet est de bonne à acceptable selon la période de prélèvement.

Tab. 18. Qualité des eaux en fonction de la quantité de Magnésium.

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

1.13. Résidu sec à 105°C:

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

Au niveau de Garaet Hadj Taher le résidu sec présente lui aussi des variations surtout durant la période pluvieuse (Fig.40).

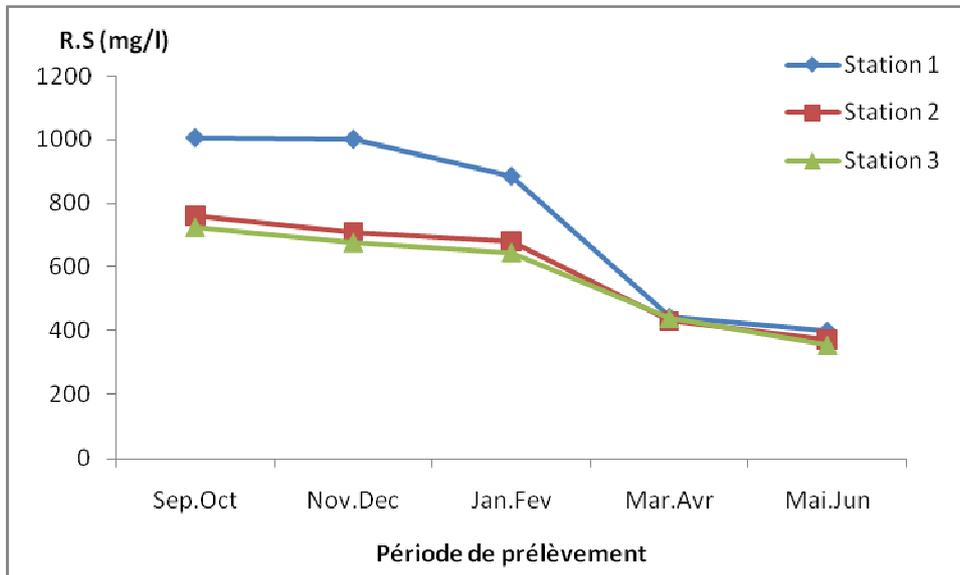


Fig.40. Variations des teneurs en résidu sec en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher.

La valeur maximale du résidu sec est de 1006,5 mg/l pendant la période humide, mesuré à la station (S1). Ces valeurs diminuent durant la période sèche pour arriver à des taux inférieurs à 400 mg/l pour toutes les stations.

Ces variations importantes dans l'espace et dans le temps pourraient être traduites par le lessivage des terrains traversés pendant la saison pluvieuse et surtout pour la première station due à sa localisation entre deux collines.

1.14. Matières en suspension (MES):

Toutes les eaux superficielles contiennent des Matières en suspension et des teneurs de quelques mg/l ne posent pas de problèmes majeurs. Leurs teneurs et leurs compositions minérales et organiques sont très variables. (Mebarki, 1982).

Les valeurs des MES varient de manière régulière dans toutes les stations. Elles sont importantes durant la saison pluvieuse (Fig.41).

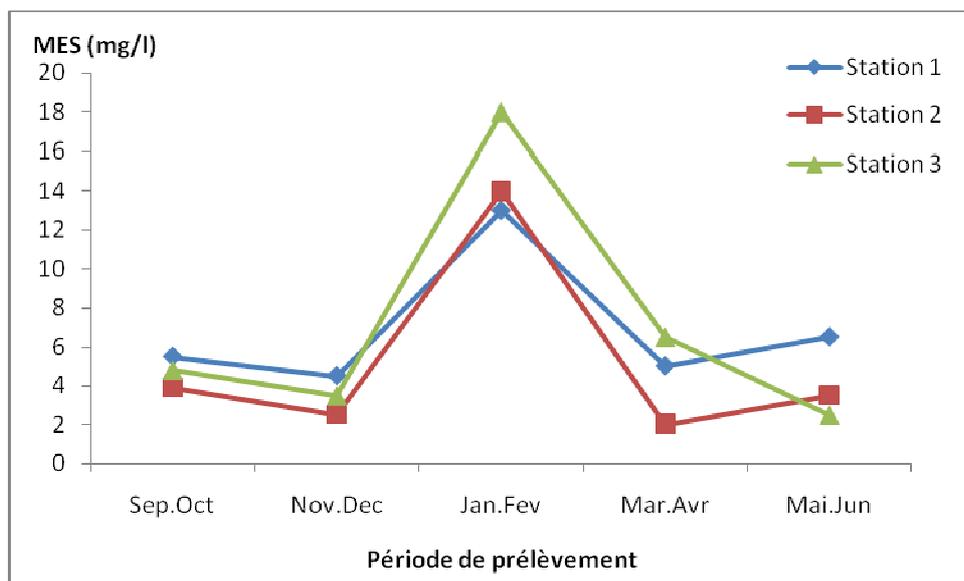


Fig. 41. Variations des MES en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher.

Le taux de la matière en suspension varie de 18mg/l durant le mois de janvier à la station (S3), à 2.5 mg/l durant le mois de juin à la même station.

Selon la grille d'appréciation de la qualité générale des eaux superficielle en France (Masson, 1988), les eaux de la Garaet sont de qualité normale durant tous les mois de prélèvements (<30mg/l).

1.15. L'alcalinité (HCO_3^-):

Les bicarbonates résultent de l'équilibre physico-chimique entre la roche, l'eau et le gaz carbonique.



Au niveau de la Garaet, les valeurs extrêmes de bicarbonates 260 et 225 mg/l sont enregistrées pendant la période pluviale. Durant la période sèche, les valeurs ont diminuées pour toutes les stations (environ 110 mg/l). (Fig.42).

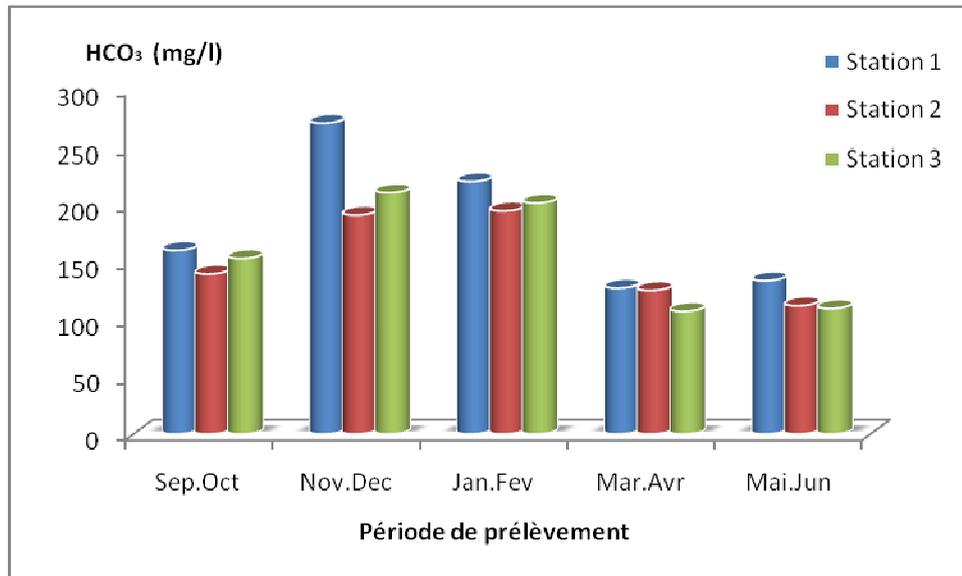


Fig. 42. Variations des carbonates en mg/l de l'eau de Garaet Hadj Taher.

Les concentrations en bicarbonates dans les eaux naturelles dépendent essentiellement de :

- La température ambiante, le pH de l'eau, de la concentration en gaz carbonique dissous et de la lithologie. (Sayad, 2008).

C'est uniquement durant la période sèche que les valeurs sont basses, nous observons aussitôt après des élévations qui traduisent le ruissèlement et le lessivage des eaux pluviales pendant la période humide.

1.16. Nitrates (NO_3^-):

L'azote est présent dans les zones humides sous trois formes principales: nitrate, nitrite et ammonium. La transformation d'une forme en une autre est sous la dépendance des processus microbiologiques très sensibles pour la plus part, aux conditions d'oxydoréduction du milieu. (Reddy et Patrick, 1984).

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

Les nitrates présentent des variations très importantes s'observant durant toute la période de l'étude. (Fig.43).

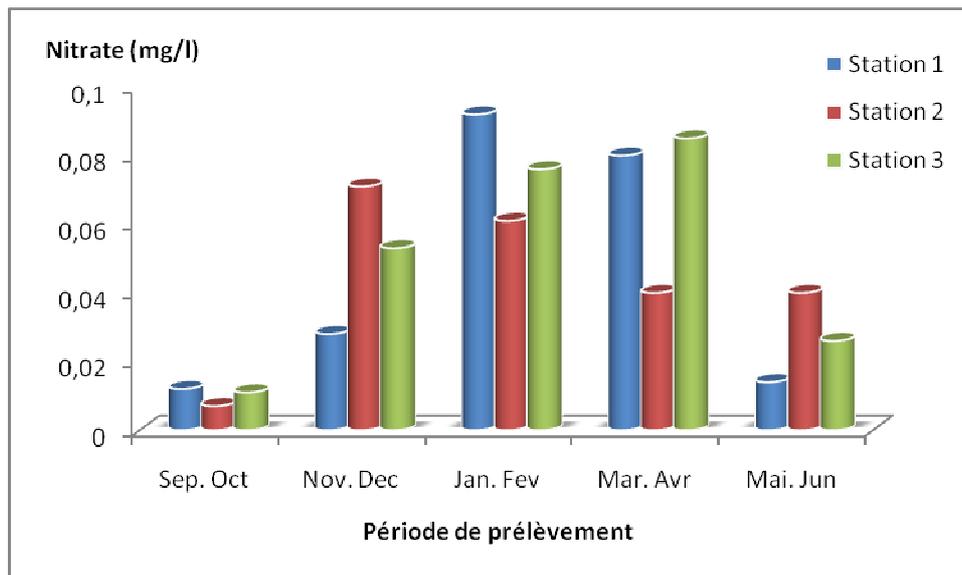


Fig. 43. Variations des teneurs des nitrates dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

Au niveau de la Garaet, la concentration maximale en nitrates 0.092 mg/l a été enregistrée durant le mois de janvier à la station (S1). La minimale (0.007 mg/l) est relevée pendant le mois de septembre à la station (S2).

En général, les eaux de surface ne sont pas chargées en nitrates à plus de 10 mg/l NO_3 (Bontoux *et al.*, 1979). Nos valeurs sont largement inférieures à ces limites.

Selon la grille de la qualité des eaux en nitrates (ANRH, 2001), (Tab.19), les eaux de ce marais sont de bonne qualité.

Tab. 19. Grille de qualité des eaux en nitrates. (ANRH, 2001)

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

Les concentrations de nitrates les plus élevées sont observées en période des hautes eaux (Meybeck, 1998), conséquence des activités humaines diverses (l'emploi des fertilisants et élevage intensif).

1.17. Nitrites (NO_2^-):

Les nitrites dans l'eau proviennent essentiellement soit d'une oxydation incomplète de l'ammonium, la nitrification n'étant pas conduite à son terme, soit d'une réduction des nitrates sous l'influence d'une action dénitrifiante. (Rodier, 1996).

Les nitrites représentent toujours un stade fugace. Ils ne se maintiennent que lorsque le milieu n'est pas suffisamment oxydant et leur présence indique un état critique de pollution organique à partir déjà de 1 mg/l. (Nisbet et Verneaux, 1970).

Les teneurs en nitrites montrent des variations importantes s'observant d'une station à une autre et d'un prélèvement à l'autre (Fig.44).

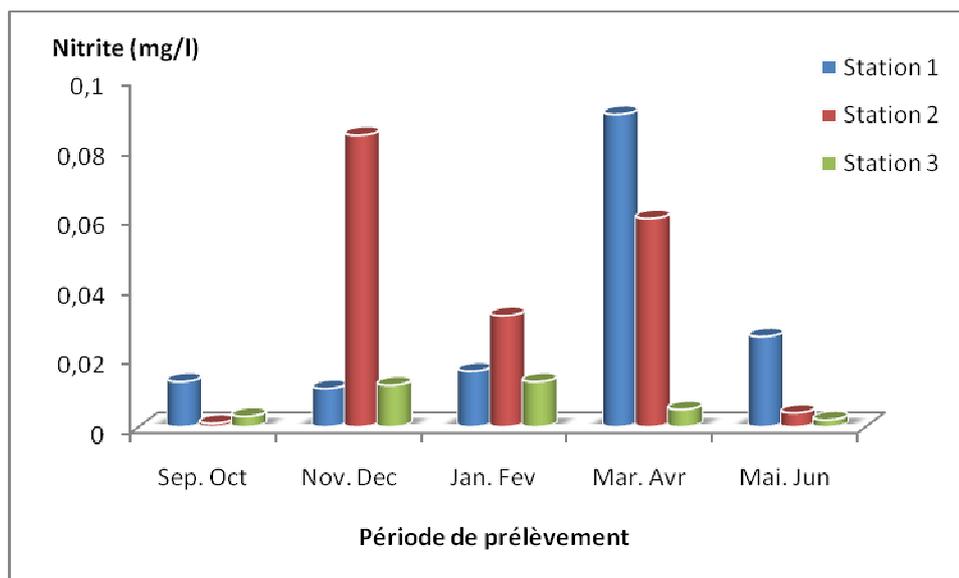


Fig. 43. Variations des teneurs des nitrites dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

La teneur la plus faible est de 0.001 mg/l mesurée pendant le mois de septembre à la station (S2), et la plus élevée est de 0.092 mg/l, elle est enregistrée pendant le mois de mars à la station (S1).

Nous observons que les taux des nitrates sont généralement supérieurs à celles des nitrites ce qui explique l'état non stable des nitrites dans l'eau.

Selon la grille de la qualité des eaux naturelle appliquée par l'agence nationale des ressources hydriques (Tab.20) (ANRH, 2001). L'eau de Garaet Hadj Taher est excellente.

Tab.20. Grille de la qualité des eaux en nitrite. (ANRH, 2001).

| Teneurs en nitrites NO ₂ mg /l | Qualité des eaux | Classe |
|--|------------------|--------|
| <0.1 | Excellente | 1A |
| 0.1 < NO ₂ < 0.3 | Bonne | 1B |
| 0.3 < NO ₂ < 1 | Passable | 2 |
| 1 < NO ₂ < 2 | Médiocre | 3 |
| > 2 | Excessive | 4 |

1.18. Ammonium (NH_4^+):

L'azote ammoniacal, rencontré dans les eaux et dont la présence est anormale (Nisbet et Verneaux, 1970), traduit habituellement un processus de dégradation incomplète de la matière organique lorsque la teneur en oxygène est insuffisante pour assurer sa transformation.

Dans les eaux superficielles, il peut avoir pour origine: la matière organique végétale, animale ou humaine, ainsi que les rejets (engrais, textiles...). (Rodier, 2005)

Les valeurs en azote ammoniacal oscillent entre 0.010 mg/l à 0.066 mg/l. (Fig.45).

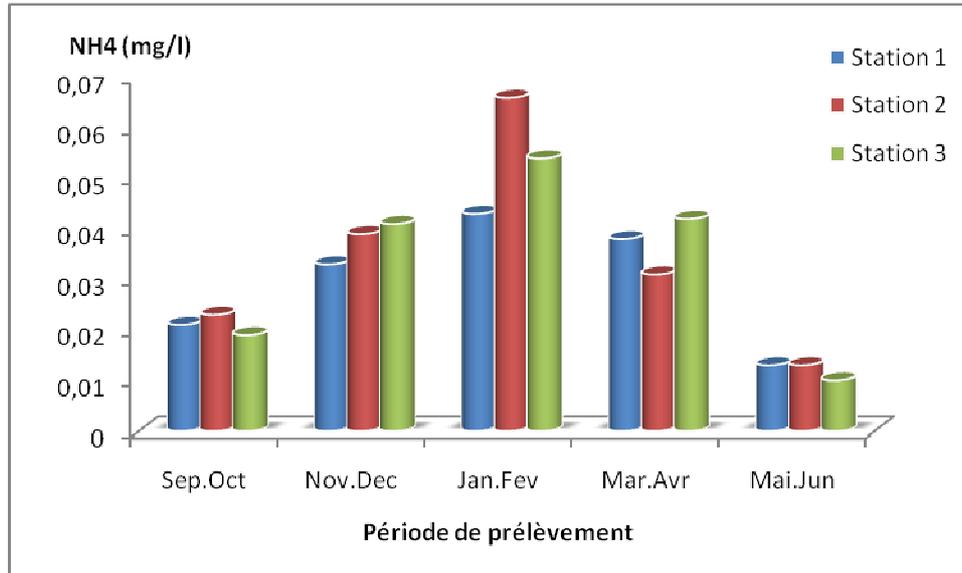


Fig. 45. Variations des teneurs de l'ammonium dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

Durant la période humide la concentration d'ammonium progresse. Cette progression provient des eaux de ruissellement qui amènent des quantités importantes des matières organiques.

Généralement l'eau de la garaet présente des teneurs assez faibles, résultants d'une bonne minéralisation.

Selon les normes proposées par le ministère des ressources en eau, l'eau de la garaet est excellente ($<0.1\text{mg/l}$ d' NH_4^+).

1.19. Phosphates (PO_4^{-2}):

Le phosphore est naturellement présent dans les eaux superficielles en faible concentration, compte tenu de son importance dans la constitution des êtres vivants. Il joue souvent, vis-à-vis de leur développement, le rôle de "facteur limitant".

En effet, selon **Rodier (2005)**, le phosphore joue un rôle très important dans le développement des algues. Il est susceptible de favoriser leur multiplication dans les eaux des lacs, où elles contribuent à l'eutrophisation.

Les teneurs en phosphates dans Garaet Hadj Taher; présentent des fluctuations importantes observées surtout durant la période pluvieuse (Fig. 46).

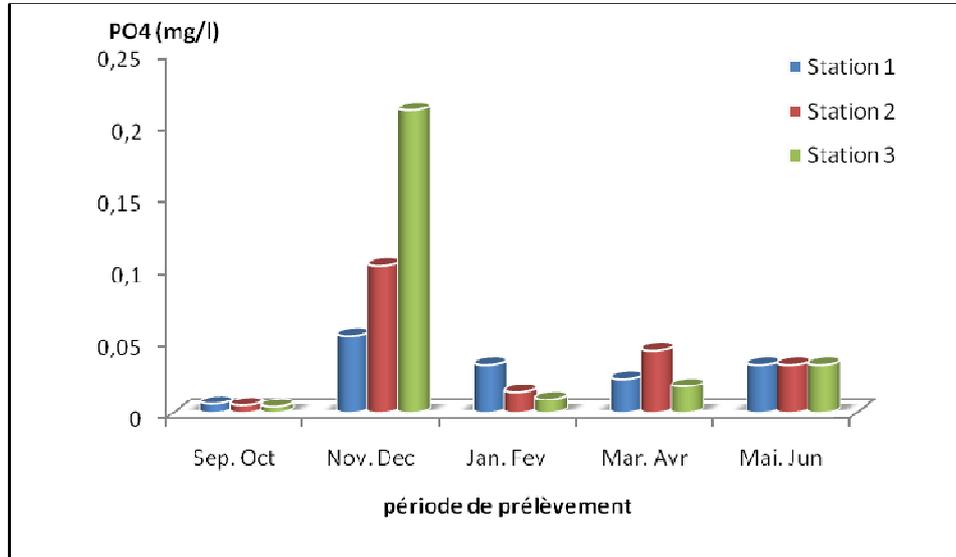


Fig. 46. Variations des teneurs en phosphate dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

L'eau de la garaet présente des concentrations variables. Les valeurs maximales sont enregistrées durant la période humide 0.201 mg/l dans la station (S3), Les valeurs minimales sont toujours enregistrées pendant la période sèche.

La présence des phosphates dans les eaux naturelles à des concentrations supérieures à 0.2mg/l est l'indice d'une pollution par des eaux vannes contenant des phosphates organiques et des détergents synthétiques ainsi que par les eaux de ruissellement. (Verneaux, 1973; Mehennaoui, 1998).

Les eaux du garaet présentent pour l'ensemble des trois stations, un taux en phosphate inférieur aux limites citées précédemment, ce qui révèle une situation excellente.

Leynaud et Verrel (1980), affirment qu'à partir des études effectuées à ce jour, une grande partie des apports en phosphates dans les eaux superficielles provient des rejets industriels (industries agro-alimentaires, textiles, laveries...). Selon la description du garaet, elle confirme l'absence des rejets industriels.

1.20. Silicium (Si):

Les teneurs en silicium sont assez proches les unes des autres presque pendant toute la période de l'étude. (Fig.47).

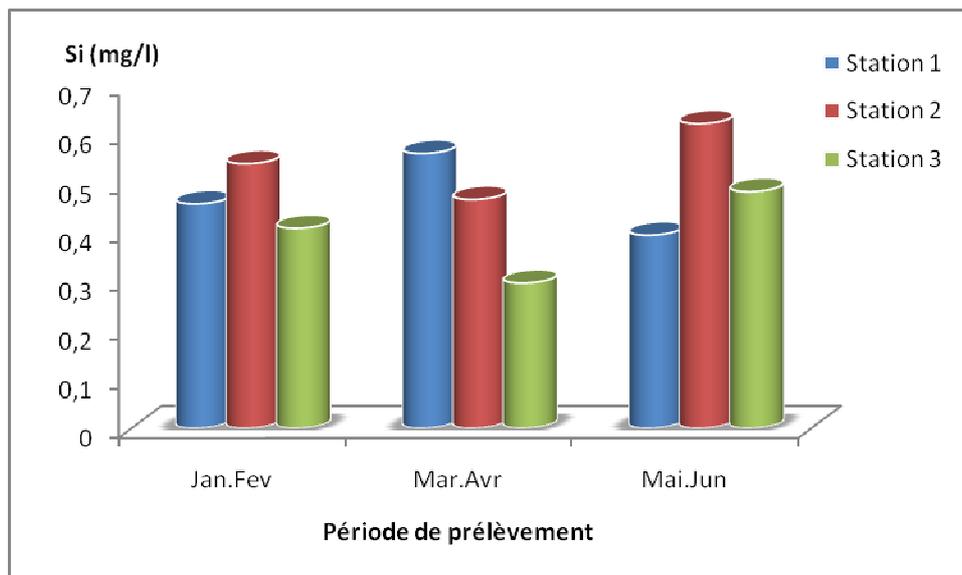


Fig. 47. Variations des teneurs en silicium dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

Les composés siliceux représentent environ 28% de la lithosphère. Ils sont souvent combinés à de nombreux minéraux.

Les directives du conseil européen relatif à la qualité des eaux ne donnent pas d'indication concernant la concentration maximale admissible et de niveau guide. Elles renoncent cependant que les concentrations ne puissent pas entraîner directement ou indirectement un risque pour la santé publique. **(Rodier, 1996).**

2. Paramètres bactériologiques

Dans les milieux aquatiques, les micro-organismes tel que les bactéries, les moisissures, jouent un rôle important dans l'évolution de la qualité de l'eau. En dehors de toutes agressions, leur nombre est naturellement faible, mais peut être modifié sous l'influence de plusieurs facteurs tels que la température, l'enrichissement du milieu en substances nutritives...etc.

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

- Les germes totaux. (flore mésophile totale).
- Les organismes coliformes (coliformes totaux).
- Les coliformes fécaux (thermotolérants).
- Les streptocoques fécaux.

2.1. Les germes totaux:

Nos analyses nous montrent que le nombre de germes totaux est très élevé pendant la période sèche (Fig.48).

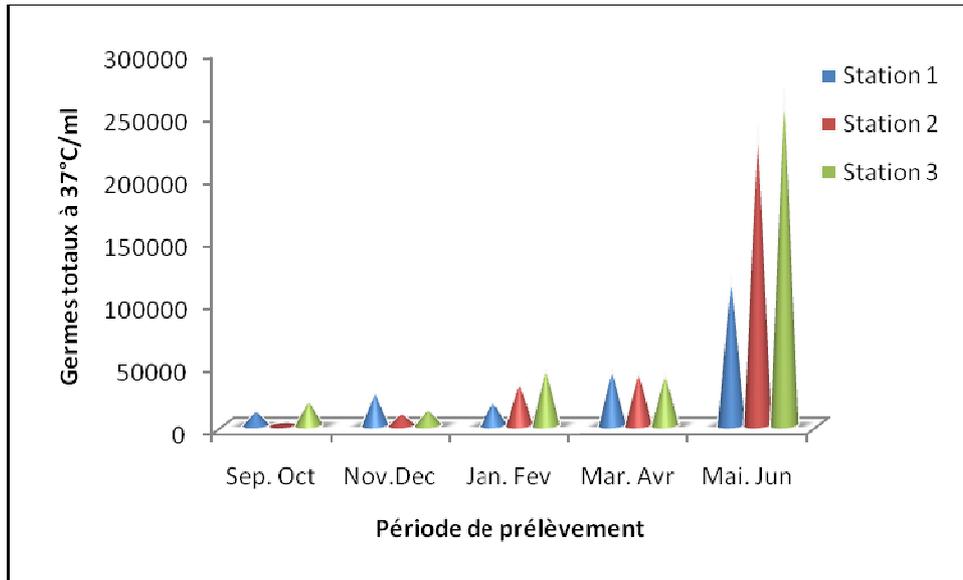


Fig. 48. Evaluation de la flore mésophile totale à 37°C de l'eau de Garaet Hadj Taher.

D'une manière générale, les dénombrements de la flore totale sont plus élevés dans les trois points de prélèvements durant la période estivale, cependant les nombre sont plus faibles pendant la période humide. Cela se traduit par l'influence saisonnière et beaucoup plus la température sur la croissance de ces micro-organismes.

Pour la flore à 22°C, nous observons que le nombre est encore plus important pendant la période sèche (Fig.49). Ici la température n'influe pas de la même manière que pour les germes à 37°C.

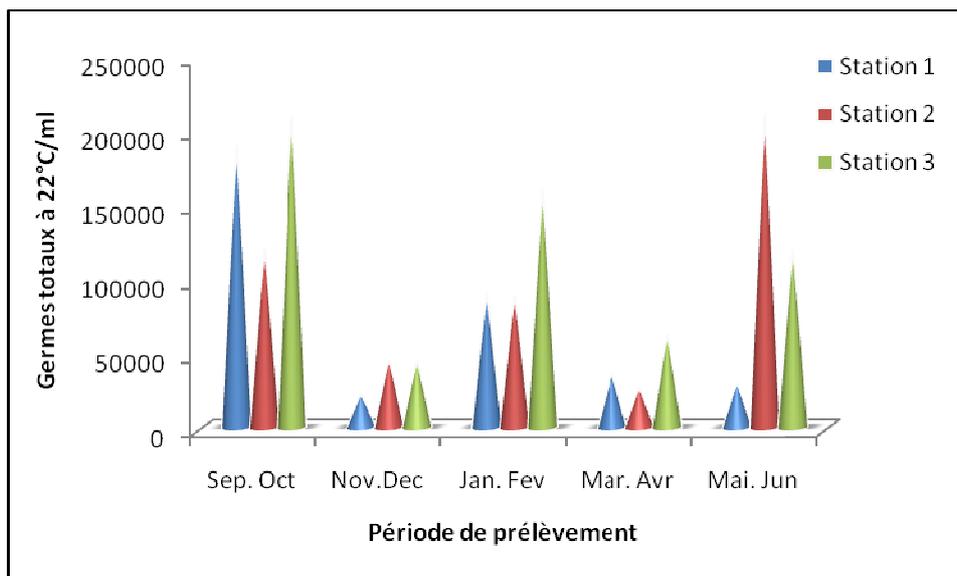


Fig. 49. Evaluation de la flore mésophile totale a 22°C de l'eau de Garaet Hadj Taher.

2.2. Les coliformes totaux et fécaux:

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

L'eau de la garaet est pauvre en ces micro-organismes durant la période humide, mais ces effectifs augmentent progressivement durant la période sèche. (Fig.50).

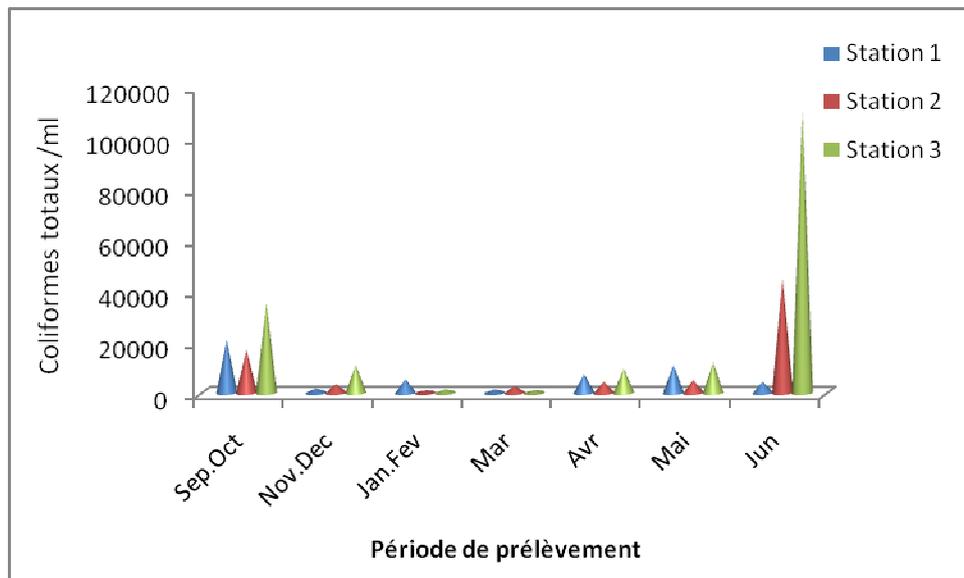


Fig. 50. Estimation des coliformes totaux /ml dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

Les mêmes constatations sont notées pour les coliformes fécaux ou des valeurs faibles sont enregistrées pendant la période pluvieuse, et des taux élevés pendant la période sèche. (Fig.51).

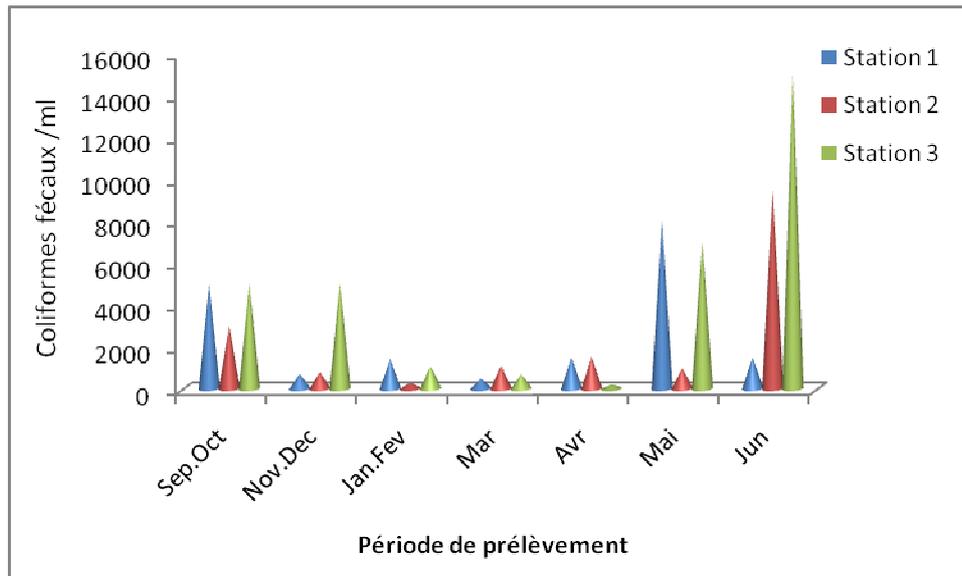


Fig. 51. Estimation des coliformes fécaux /ml dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

Les deux résultats exposent des graphes plus au moins similaires. Le nombre des coliformes totaux et naturellement plus important que celui des coliformes fécaux.

La présence d'une contamination fécale à Garaet Hadj Taher, est synonyme principalement de l'élevage et à la présence d'énormes nombre d'oiseaux au niveau de ce marais.

2.3. Les streptocoques fécaux:

Le graphique des streptocoques D, nous montre que la période estivale renferme le nombre le plus élevé (Fig.52). Durant la période pluviale nous observons une légère stabilité due probablement à la réduction des conditions de vie de ces germes pendant cette période.

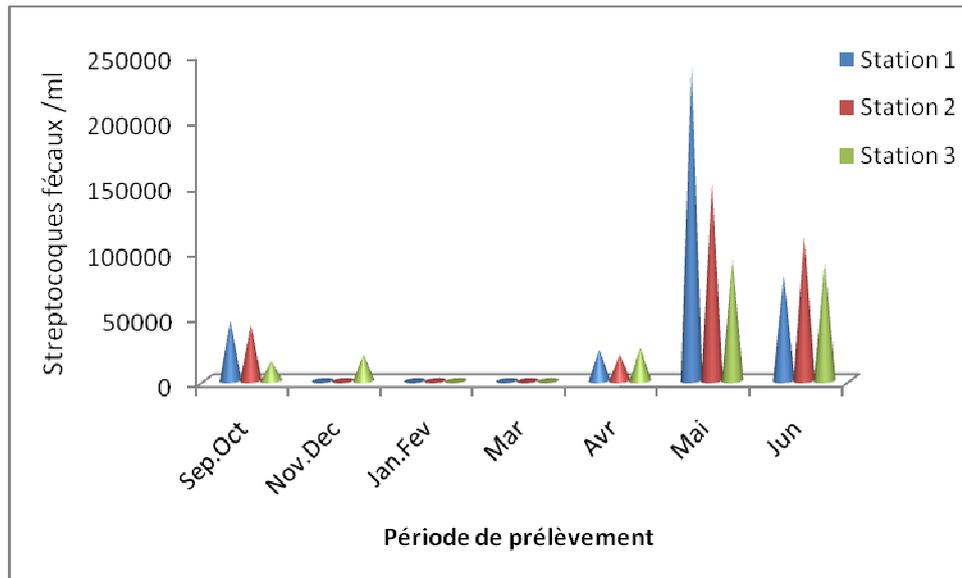


Fig.52. Estimations des streptocoques fécaux / ml dans l'eau de Garaet Hadj Taher.

Il semble aussi que le facteur température et le seul facteur influençant le développement et la croissance de ces germes.

2.4. Recherches de germes pathogènes:

La recherche de germes pathogènes a été effectuée sur plusieurs milieux de cultures en utilisant plusieurs méthodes, (ensemencement par stries, par inondation, filtrations...). De plus pour la recherche de certains germes; (staphylocoques, les entérobactéries, les clostridium, les moisissures et les levures et autres), on a utilisé plusieurs milieux (Fig.53) et testes biochimiques. Les résultats trouvés sont résumés dans les tableaux suivants (Tab. 21 et 22).

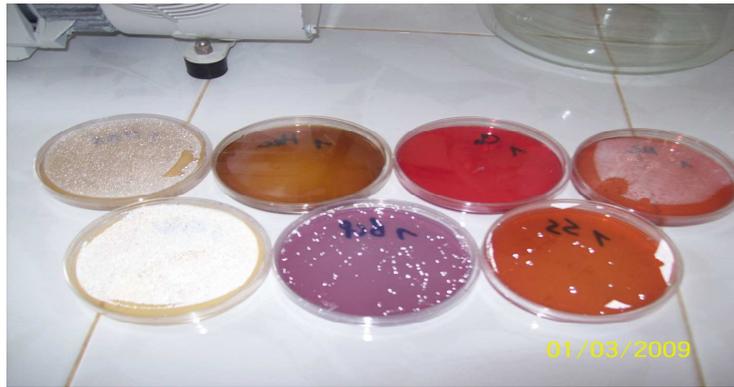


Fig.53. Les milieux géloses utilisés pour la recherche des germes pathogènes.

Tab. 21. Aspect macroscopique et microscopique des colonies.

| Culture | Observation macroscopique des colonies | Observation microscopique des colonies |
|------------------------------|--|--|
| Gélose nutritive (GN) | Circulaire, lisse, plate, brillante transparente, 2mm de diamètre. | Bacilles isolés ou en chainettes, Gram négatif. |
| Mac-Conkey | Rose élevée, lisse brillante, circulaire, 1mm à 2 mm de diamètre (Fig.54). | Bacilles isolés, Gram négatif (Fig. 55). |
| Chapman | Petite, opaque, lisse, bombée, à contour régulier, pulvérulente, de couleur blanche ou jaune. (Fig. 56). | Cocci groupés en grappe de raisin, Gram positif. (Fig.57). |
| Viande foie (VF) | Colonie noire de 0.5 mm (Fig. 58). | Bacilles isolés, Gram positif (Fig. 59). |
| GNAB | Culture négative | - |
| Sabouraud | Colonies cotonneuses filamenteuse, et des colonies muqueuse, bombée blanchâtre. | Pour les levures des cocci ovoïde plus volumineuse que les bactéries colorées en mauve (Figs. 60 et 61). Des langues hyphes rose pour les champignons. |
| Hektoène | Petites colonies à contours réguliers, soit pigmentées en: - vert ou bleu vert pour les germes lactose négatifs. - jaunes quand le lactose est positif. (Fig. 62). | Bacilles isolés, Gram négatif |
| SS | Culture négative | - |



Fig. 54. Aspect des colonies sur gélose Mac- Conkey.

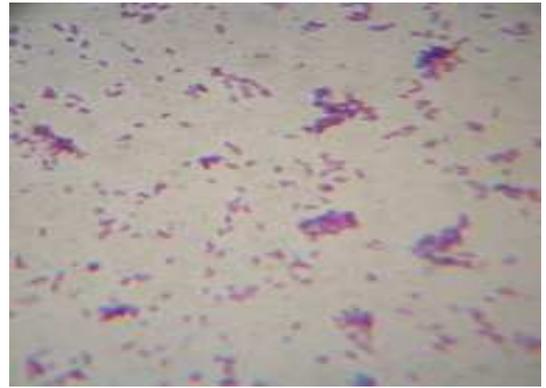


Fig. 55. Aspect des bacilles Gram(-).



Fig. 56. Aspect des colonies jaunes sur gélose Chapman.

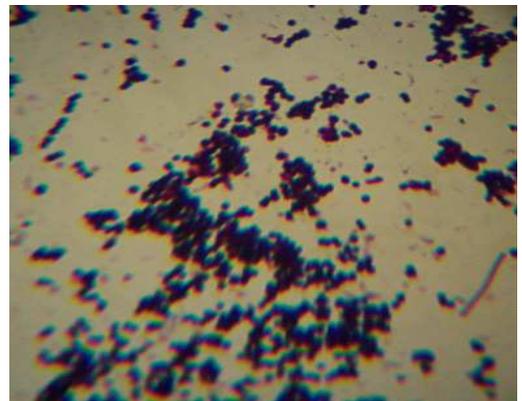


Fig. 57. Aspect des cocci Gram(+) Regroupées en amas.



Fig. 58. Aspect des colonies noires sur gélose viande foie.

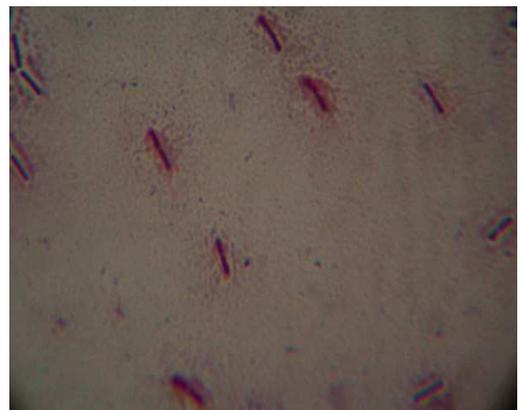
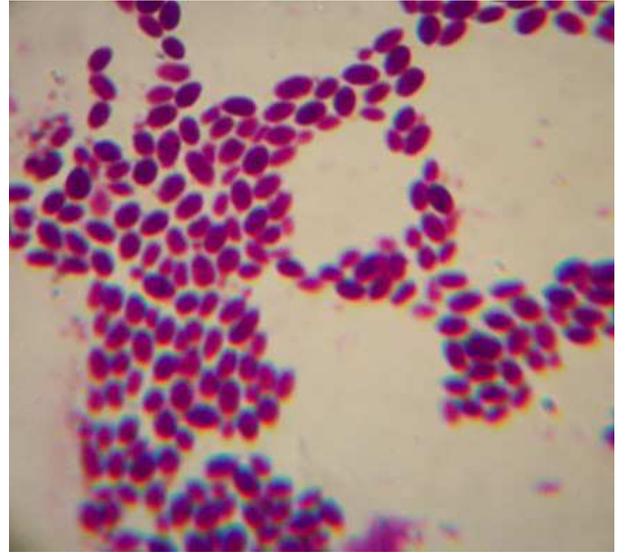
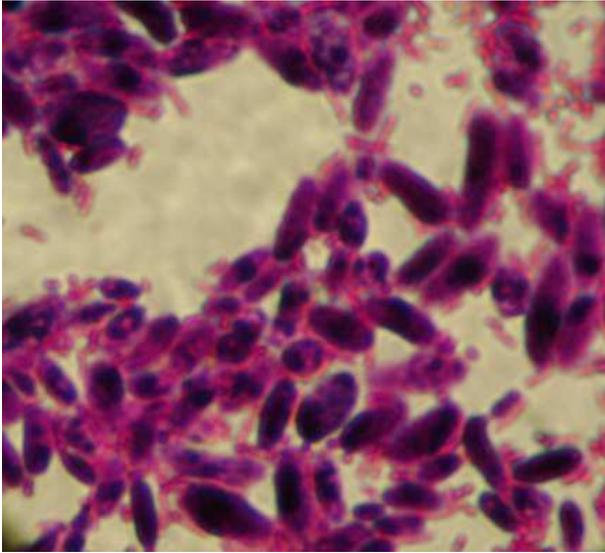


Fig. 59. Aspect des Bacilles Gram(+).



Figs. 60 et 61. Aspects microscopiques des levures.



Fig. 62. Aspect des colonies sur gélose Hektoène.

Tab.22. Résultats d'identification des germes par APi20E.

| Milieu | Numéraux de code | Nom des bactéries |
|------------|------------------|-----------------------------|
| Mac-Conkey | 1475073 | <i>Citrobacter freundii</i> |
| Hektoène | 4277771 | <i>Serratia ordorifera</i> |
| Hektoène | 1344123 | <i>Citrobacter diversus</i> |
| Hektoène | 7304512 | <i>Salmonella arizonae</i> |
| BCP | 3267523 | <i>Aeromonas hydrophila</i> |
| BCP | 0704573 | <i>Citrobacter freundii</i> |



Figs. 63 et 64. Résultats de quelques identifications biochimiques par APi20E.

Conclusion

Conclusion

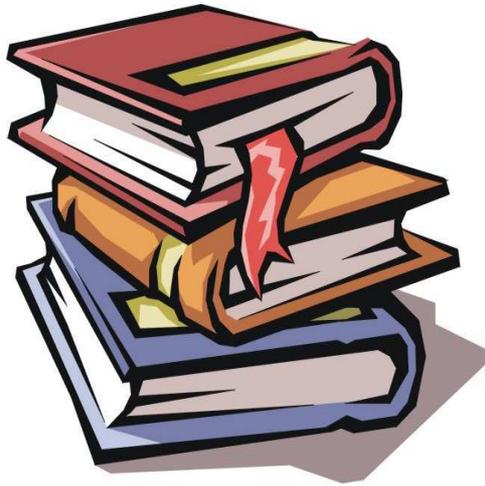
Les écosystèmes aquatiques algériens classés site Ramsar sont très banalisés. Leur fonctionnement et leur hydrologie tributaires souvent des conditions climatiques permettent durant certaines périodes de l'année (périodes des hautes températures, principalement en été) l'installation et la prolifération de microorganismes pathogènes. L'étang Garaet Hadj Taher (36°51 774 N 7°15 957 E) occupant une superficie de 112 ha est l'un des hydrosystèmes les plus diversifiés de notre pays. Situé dans l'éco-complexe de zones humides de Guerbes-Sanhadja soit la Numidie occidentale algérienne, il est classé parmi les zones humides d'importance internationale et ce pour son rôle primordial dans le maintien de l'avifaune aquatique pendant l'hivernage. Cette dernière peut être une source de contagion et de contamination du milieu en mobilisant durant leurs migrations pré et postnuptiales des microorganismes (bactéries et virus) souvent mortels.

Les analyses physico-chimiques et microbiologiques sont souvent utilisées pour étudier et vérifier l'état de santé d'un écosystème. Au cours de notre étude réalisée depuis le mois de septembre 2008 jusqu'au mois de juin 2009, nos résultats ont montrés que les concentrations en éléments minéraux (nitrates, nitrites, ammonium, phosphates, calcium et magnésium) sont souvent inférieures aux normes requises, indiquant une pollution chimique minime du plan d'eau. L'étude microbiologique (dénombrement et recherche de coliformes, coliformes fécaux, streptocoques fécaux avec identification de la microflore existante) a révélée comme dans tous les écosystèmes lenticques la présence de germes test de contamination fécale. Le nombre de ces derniers est principalement plus important pendant la période sèche. Il est favorisé par les conditions abiotiques et biotiques adéquates du milieu récepteur pendant cette période. Ainsi, l'utilisation des engrais chimiques par les riverains et le pompage intensif influent négativement sur la qualité de l'eau de ce plan d'eau, fragilisant cet écosystème malgré son statut Ramsar et ce depuis le 02 février 2002.

La garaet qui est écologiquement appréciable par rapport aux autres écosystèmes aquatiques du Nord-Est de l'Algérie se trouve donc menacée dans son intégrité écologique et si cette situation qui ne semble pas s'arrêter continue, elle pourrait engendrer des conséquences graves sur l'environnement immédiat de cet écosystème et sur la santé des animaux et des humains.

D'une manière générale, cet écosystème lacustre qui s'étendait sur 112ha et suite à l'utilisation abusive de son eau afin d'irriguer les cultures avoisinantes (pastèques, melons, tomates...etc.) principalement pendant les périodes chaudes et sèches par les riverains, sa quantité d'eau diminue et influe négativement sur la qualité biologique (physico-chimie et microbiologie) de cet système aquatique qui se dégrade progressivement.

En perspectives, nous espérons que l'utilisation de l'eau de la garaet principalement pendant les périodes printanière et estivale diminue car cela peut influencer la physionomie et l'écologie de ce plan d'eau, à savoir, la prolifération de microorganismes pathogènes, l'accumulation des éléments chimiques favorisant le développement microbien et empêcher la fréquentation du plan d'eau par de nombreux oiseaux d'eau nicheurs.



Références bibliographiques

Agence Nationale des Ressources hydrique, rapport 2001

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

Amino A. et Chaussied M., (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu marin. *C.N.E.X.O.FRANCE*. 395p.

Angeli N., (1980). Interaction entre la qualité des eaux et les éléments de son plancton. *PESSON*. 146p.

Angeli E., (2003). Ecologie des eaux courantes. *Technique et documentation*. Lavoisier, Paris. 199p.

Aouissi A., Fouzari A., et Meziane N., (2007). *Qualité bactériologique de l'eau de Oued Seybouse*. Mémoire d'ingénieur. Université 8 mai 1945 Guelma. 57p.

Archibald F., (2003). Coliformes fécaux. Institut national de santé publique de Québec. 3p.

Atoussi S., (2008). *Ecologie des canards plongeurs dans la Garaet Hadj Tahar (Ben Azouz, Skikda)*. Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 68p.

Bagnoules et 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 d'état. Univ. Mentouri-Constantine. 497p.

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

Berche P., Gaillard. J-L. et Simouet. M., (1988). Bactériologie, les bactéries des infections Humaines. *Flammarion*, 660p.

Bontoux, (1979). Cycle et bilan de l'azote en rivière. Comptes-rendus des troisièmes journées scientifiques et techniques : l'eau, la recherche et l'environnement, limoges, (10-12 Oct.) 185-203.

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

Boulkroune H., (2008). *Contribution à l'étude biologique du pouvoir auto-épurateur de l'eau : cas du marais d'El-Kennar.* Mémoire due Magister. Université de Jijel. 119p.

Boumezbeur A., (2000). Atlas des zones humides algériennes. *DGF*. 68p.

Boumezbeur A., (2001). Atlas des zones humides algériennes d'importance internationale. *DGF*. 56p.

Bourgeois C. M. et Leveau J. Y., (1980). Techniques d'analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire. T3. *Apria*, 331p.

Bremond R. et Vuichard R., (1973). Les paramètres de la qualité des eaux. *La documentation française*, Paris, 173p.

Camille D., (2003). Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux. Réglementation, prélèvements, analyses. *Tec et Doc* 156 p.

Carbonnelle D. Kouyoumdjian S., (1988). Bactériologie médicale techniques usuelles. *Méd. Mal. Inf.* 251 p.

Chaouch R., (2007). *Identification et quantification des déchets solides encombrant les plages d'Annaba: aspect physico-chimique et bactériologique des eaux.* Mémoire de Magister. Université Badji-Mokhtar Annaba. 105p.

Conservation des forêts de la Wilaya de Skikda, 2004.

Dégrément, (1998). Mémento technique de l'eau 8ème édition *Tec et Doc.* Paris 986p.

Denis F., (2007). Bactériologie médicale techniques usuelles. *Masson.* 384p.

Emberger L., (1955). Une classification biogéographique des climats. *Rev. Trac. Bot. Géol. Zool. Fase. Sci.* Montpellier, série botanique: 343p.

Eugène A., (2000). Ecologie des eaux courantes. *Tec et Doc.* 199p.

Farah A. S., (1991). *Etude de comportement hydro chimique d'un Oued en zone méditerranéenne semi-aride d'Afrique du Nord et de ces causes naturelles et anthropiques: l'Oued Rhumel, Constantinois, Algérie.* Thèse de Doctorat en Géologie Appliquée (Hydrologie). Université d'Orléans, 217p.

Gaujous D., (1995). La pollution des milieux aquatiques : aide mémoire. *Technique et documentation.* Lavoisier. Paris, 220p.

Gharsallah Z., (2005). *Evaluation de la pollution du littoral d'Annaba qualité microbiologique de l'eau et teneur en métaux lourds du sédiment superficielle.* Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar Annaba. 76p.

Guiraud J. P., (1998). Microbiologie alimentaire. *Dunod.* France. 652p.

Hakmi A., (2002). *Traitement des eaux " analyse de l'eau de source bousfer ORAN,* Mémoire de magister. Université des sciences et de la technologie Oran.71p.

Houhamdi M., (1998). *Ecologie du Lac des oiseaux: cartographie, Palynothèque et utilisation de l'espace par l'avifaune aquatique.* Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar, Annaba. 127p.

Houhamdi M., (2002). *Ecologie des peuplements aviens du Lac des oiseaux. (Numidie orientale).* Thèse de doctorat d'état. Université Badji Mokhtar, Annaba 138p.

Image satellite LANDSAT, N-32-35, (2000), traitée par logiciel ENVI 4.5.

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

Joleaud L., (1936). Etude géographique de la région de Bône et la Calle. *Bull. Serv. Carte Géol de l'Algérie.* 2^{ème} série stratigraphique. Description générale. 185p.

Jessries et al., (1998) in Benlatrech et Benslimen, 2002

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

Lacoste, Y. (2008). L'eau dans le monde .Larousse, 2ème édition.128 pages.

Leynaud G., (1976). Effets des toxiques des populations sur la faune piscicole, 135-148. In PESSON., la pollution des eaux continentales, incidence sur les biocénoses aquatiques. Gauthier-Villard. Paris, 345p.

Leynaud G. et Verrel J. L., (1980). Modification du milieu aquatique sous l'influence des pollutions, 1-28. In PESSON P., la pollution des eaux continentales; incidence sur les biocénoses aquatique. Gautier- Villard. Paris, 345p.

Leclerc, (1996). Microbiologie générale. *Doin.* 368p.

- Lightfoot N. F., (2002).** Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau. *Directives pour l'assurance qualité.* 387 p.
- Loup J. P., (1974).** Les eaux terrestres. Collection dirigée par Jean Pelletier. *Masson et Cie.* Paris Ive 1974. 14p.
- Martin G. (1979),.** Le problème de l'azote dans les eaux. *Technique et documentation.* Lavoisier. Paris, 279p.
- Masson J. P., (1988).** Suivi de la qualité des eaux superficielles: l'expérience française. In : la qualita della acqua superficial; Criteria per une metodologia omogenea di valutazione, atti del convegno interazione. *Palazzo dei congresi.* (28-29 Aprile), 99-110p.
- Mayat S., (1994).** Techniques de traitement: aliments et eaux, *1ère édition,* Edisem, 195p.
- Mebarki A., (1982).** *Le bassin du Kébir- Rhumel (Algérie). Hydrologie de surface et aménagement des ressources en eau.* Thèse de Doctorat de 3^{ème} cycle. Nancy II. 304p.
- Mehennaoui F. Z., (1998).** *Contribution à l'étude physico-chimique et biologique de l'Oued Kébir-Rhumel et ces principaux affluents.* Mémoire de magister en écologie. Université de Constantine. 238p.
- Merzoug A., (2008).** *Comportement diurne du Canard chipeau Anas strepera et de la Foulque macroule Fulica atra hivernant à Garaet Hadj Taher (wilaya de Skikda).* Mémoire de Magister. Université 8 mai 1945, Guelma. 85p.
- Metallaoui S. et Houhamdi M., (2008).** Données préliminaires sur l'avifaune aquatique de la Garaet Hadj Taher (Skikda, nord-est algérien). *ABC Bull* Vol 15 (1) : 71-76.

Meybeck M., (1998). Surface water quality: Global assessment and perspectives. In: international conference on world water resources at the beginning of the 21st century (UNESCO, Paris, 3-6 June 1998). *UNESCO*. Paris, 173-185.

Ministère Algérien des ressources en eau, (2005). Qualité des eaux superficielles dans le bassin hydrographique constantinois-Seybouse-Mallegue. *DHWCNE*.

Mitsch W. et J. G. Gosselin, (1993) *Ecological Engineering*, Volume 32, Issue 3, 3 March 2008, Pages 199-205.

Monod T., (1989). Méharées géographie. *France loisire*. 233p.

Nisbet M. et Verneaux J., (1970). Composantes chimiques des eaux courantes; discussion et proposition de classe en tant que base d'interprétation des analyses chimique. *Ann de limnologie*. Tome 6, 161-190.

Patrick B. et al., (1988). Bactériologie, collection de la biologie à la clinique, *Flammarion*, France, 660p.

Pechère J. C., Acar J., Grenier B. et Nihoul E., (1982). Reconnaître, comprendre et traité les infections. 4^{ème} édition. *Edisem ST-Hyacinthe. Québec*. 509p.

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

Ramade F., (1993). Dictionnaire encyclopédique de l'écologie et des sciences de l'environnement. *Science Internationale*. Paris, 822p.

Raymond., (1977). Le traitement des eaux. 2^{ème} édition. *Dunod*, France. 387p.

Reddy K. R. et Patrick W. H., (1984). Nitrogen transformations and loss in flooded soils and sediments Critical reviews environmental control, USA. 309p.

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

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.

Roux, (2003). TP de microbiologie : Analyses de l'eau. NOVELLO Célia. IUP SIAL, Université Paris 12p.

Samraoui B. et De Belair G., (1997). The Guerbes-Sanhadja wetlands: part I. Overview. *Ecologie* 28: 233-250.

Sayad L., (2008). Qualité physico-chimique et bactériologie des eaux de l'écosystème lacustre Lac des Oiseaux (wilaya de Taraf). Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar Annaba. 125p.

Verneaux J., (1973). Cours d'eau de Franche-Comté (massif du Jura). Recherche écologique sur le réseau hydrographique du Doubs Essais de biotypologie. Thèse de Doctorat en science naturelles, Université de Besançon. 257p.

Webographie

(1).Mathieu A. (2005). Pseudomonas. Wikipedia, l'encyclopédie libre.

<http://fr.wikipedia.org/wiki/Pseudomonas>. (12/2008).

(2).Vector B. (2008). Division of Foodborne, Bacterial and Mycotic diseases. Centers for disease control and prevention. *CDC info*.

http://www.cdc.gov/nczved/dfbmd/disease_listing/shigellosis_gi.html. (03/2009).

(3). Anonyme, (1997). Moisissures et champignons, Centre canadien d'hygiène et de sécurité au travail

<http://www.cchast.ca> (12/2008).

(4). Axel A. (2006). Levures et moisissures. L'encyclopédie libre.

<http://fr.wikipedia.org/wiki/Microbiologie> (03/2009).

(5). Equipe de Conseillers Scientifiques 3M Microbiologie. (2001). Le catalogue produit Microbiologie Analyses microbiologiques

http://solution.3mfrance.fr/portal/3m/fr_FR/food-safety/microbiology_2009(03/2009).

(6). Patrick Tailliez, (2001). Mini-revue : les bactéries lactiques, Unité de Recherches Laitières et Génétique Appliquée, INRA, Domaine de Vilvert, 78352 Jouy-en-Josas Cedex, France.

<http://tailliez@diamant.jouy.inra.fr> (03/2009).

(7). Service d'Administration Nationale des Données et Référentiels sur l'Eau (2005). Description des données relatives aux mesures physicochimique des plans d'eau. PDF SANDRE. 26p.

<http://purl.org/dc> (04/2009).

(8). Groupe technologiques de santé. (2009). Les nitrates.

<http://www.laease.com/nitrate.html> (12/2008).

(9). Gérard C. M. (2006). Physique et chimie marines. Document de PDF. 6p. (07/2008).

(10). Cours de l'Institut des Sciences de l'Ingénieur de Toulon et du Var (2004). Propriétés physiques du milieu marin.

<http://isitiv.univ-tln.fr/~lecalve/oceano/plan.htm> (07/2009).

(11). Travaux pratiques de biochimie. (2005). Dosage de calcium dans l'eau. Document de PDF. 5p.

<http://fr.wikipedia.org/wiki/Microbiologie> (03/2009).

(12) Anonyme, (2008). Traitement de l'eau et de l'air *Copyright* © 1998-2008.
http://www.lenntech.com/franÃ§ais/feedback_fr.htm (03/2009).

(13) Groupe protect (2005). Matériels et réactifs pour les analyses de l'eau.
<http://www.protec-traitement.com> (03/2009).

Google earth, (2009). Europa Technologies. Tele Atlas.
www.googleearth.com (07/2008)

Résumé

La présente étude s'inscrit dans le contexte d'une recherche pluridisciplinaire sur les écosystèmes aquatiques.

Afin d'apprécier la qualité de l'eau de Garaet Hadj Taher, un des plus grand sites de la réserve naturelle d'importance internationale; le complexe Guerbes Sanhadja, vis-à-vis d'une pollution chimique et d'une éventuelle contamination microbienne, nous avons effectué un ensemble d'approches physico-chimiques ainsi qu'une étude microbiologique plus au moins complète de cette eau.

L'ensemble des paramètres déterminés a révélé que l'eau de Garaet Hadj Taher est exposée à une légère contamination d'origine fécale causée principalement par l'élevage intensif, ainsi qu'au nombre très élevé d'oiseaux hébergé par ce marais.

Les paramètres physico-chimiques, affichent des valeurs faibles qui augmentent pendant la période pluviale, grâce aux lessivages des terrains agricoles avoisinantes. Ces valeurs restent quand même faibles pour pouvoir causer une pollution organique ou métallique.

Pour remédier à ces résultats, il serait important de ne pas exploiter l'eau de la garaet pour l'irrigation afin de maintenir le niveau d'eau et protéger cet hydrosystème contre le surpâturage.

Mots clés:

Garaet Hadj Taher, microbiologie, qualité de l'eau, physico-chimie, pollution.

Summary

The present survey appears in the context of a multidisciplinary research on the aquatic ecosystems.

In order to appreciate the quality of the water of Garaet Hadj Taher, one of the biggest sites of the natural reserve of international importance; the complex Guerbes Sanhadja, opposite a chemical pollution and a possible microbial contamination, we did a set of physico-chemical approaches as well as a complete microbiological survey on this water.

The set of the determined parameters revealed that the water of the garaet is exposed to a light contamination of a fecal origin caused mainly by the intensive raising, as well as a very elevated number of birds sheltered by this swamp. For the physico - chemical parameters, there exist some weak values which increase during the pluvial period, due to lessivage of agricultural lands. These values remain nevertheless weak to be able to cause an organic or metallic pollution.

To remedy to these results, it would be important not to exploit the water of the garaet for the irrigation in order to maintain the level of water and to protect this hydrosystem against the exploitation for grazing.

Key words:

Garaet Hadj Taher, microbiology, quality of water, physico - chemistry, pollution.

الملخص

هذه الدراسة هي جزء من سياق البحث المتعدد الاختصاصات على النظم الإيكولوجية المائية.

من أجل تحديد نوعية مياه قرعة الحاج الطاهر, التي تعتبر من أكبر الخزانات الطبيعية ذات الأهمية على المستوى الدولي, وإزاء التلوث الكيميائي و المايكرو بيولوجي المحتمل على مركب قرياز صنهاجة, قمنا بإجراء مجموعة من المناهج الفيزيو كيميائية و المكرو بيولوجية على هذه المياه.

مجموعة المقاييس المدروسة بينت أن مياه قرعة الحاج الطاهر معرضة إلى تلوث خفيف ذو مصدر برازي ناتج عن وجود عدد كبير من المواشي وكذلك ارتفاع عدد الطيور المقيمة في هذه المياه. المعايير الفيزيو كيميائية , موجودة بقيم منخفضة وترتفع خلال الفترات الممطرة نتيجة غسل الأراضي الزراعية المجاورة, هذه القيم مهما يكن تبقى منخفضة لا يمكن لها أن تسبب تلوث عضوي أو معدني .

لمعالجة هذه النتائج من المهم عدم استعمال مياه القرعة للري وهذا من أجل الحفاظ على مستوى المياه وحماية الوسط الهيدرولوجي من الرعي المفرط.

الكلمات المفتاحية: قرعة الحاج الطاهر, ميكرو بيولوجيا , نوعية المياه, الفيزيو كيميائية , التلوث.

Annexes

Milieux utilisés

[M1]- Gélose nutritives (GN) : pH = 7.6 à 7.8

| | |
|---|-----------|
| Macération de viande (Eau distillée + extrait de viande) | 1000ml |
| Peptone trypsine | 15g |
| NaCl ou KCl | 5g |
| Agar | 15 à 20 g |

[M2]- Bouillon lactosé au pourpre de Bromocrésol (BCPL) : pH = 6.7

| | |
|------------------------|--------|
| Peptone | 5g |
| Extrait de viande | 3g |
| Lactose | 10g |
| Cristal violet | 0.005g |
| Pourpre de Bromocrésol | 0.025g |
| Eau distillée | 1000ml |

[M3]- Gélose Hecktoène : pH = 7.5

| | |
|---------------------------|--------|
| Protéose peptone | 12g |
| Extrait de levure | 3g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Thiosulfate de sodium | 5g |
| Sels biliaires | 9g |
| Citrate de fer ammoniacal | 1.5g |
| Salicine | 2g |
| Lactose | 12g |
| Saccharose | 12g |
| Fuchsine acide | 0.1g |
| Bleu de bromothymol | 0.065g |
| Agar | 14g |
| Eau distillée | 1000ml |

[M4]-Gélose viande foie (VF) : pH = 7.2

Gélose de base :

| | |
|------------------|--------|
| Base viande foie | 30g |
| Glucose | 2g |
| Amidon | 2g |
| Agar | 11g |
| Eau distillée | 1000ml |

Gélose complète :

| | |
|--|------|
| Même formule que le milieu de base auquel sont ajoutés : | |
| Sulfite de sodium à 5% | 50ml |
| Alun de fer ammoniacal à 5% | 10ml |

[M5]- Gélose Salmonella-Shigella (SS) : pH = 7.0

| | |
|---------------------------|-------|
| Extrait de viande de bœuf | 5g |
| Polypeptone | 5g |
| Lactose | 10g |
| Sels biliaires | 8.5g |
| Citrate de sodium | 10g |
| Thiosulfate de sodium | 8.5g |
| Citrate ferrique | 1g |
| Gélose | 13.5g |

| | |
|---|----------|
| Vert brillant | 0.00033g |
| Rouge neutre | 0.025g |
| Eau distillée | 1000ml |
| | |
| [M6]- Milieu de Chapman mannité : pH = 7.4 | |
| Peptone bactériologique | 10g |
| Extrait de viande de bœuf | 1g |
| Chlorure de sodium | 75g |
| Mannitol | 10g |
| Rouge de phénol | 0.025g |
| Agar | 15g |
| Eau distillée | 1000ml |
| | |
| [M7]- Milieu de Sabouraud : pH = 6 à 6.3 | |
| Peptone Chapoteaut | 10g |
| Glucose massé | 20g |
| Agar | 15g |
| Eau distillée | 1000ml |
| | |
| [M8]- Milieu de Roth : pH = 6.8 à 7 | |
| <u>Milieu simple concentration :</u> | |
| Peptone | 20g |
| Glucose | 5g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Phosphate bipotassique | 2.7g |
| Phosphate monopotassique | 2.7g |
| Azothydrate de sodium | 0.2g |
| <u>Milieu double concentration :</u> | |
| Peptone | 40g |
| Glucose | 10g |
| Chlorure de sodium | 10g |
| Phosphate bipotassique | 5.4g |
| Phosphate monopotassique | 5.4g |
| Azothydrate de sodium | 0.4g |
| | |
| [M9]- Milieu de Litsky : pH = 6.8 à 7 | |
| Peptone | 20g |
| Glucose | 5g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Phosphate bipotassique | 2.7g |
| Phosphate monopotassique | 2.7g |
| Azothydrate de sodium | 0.3g |
| Ethyl-violet | 0.0005g |
| | |
| [M10]- Gélose de Mac Conkey : pH = 7.1 | |
| Peptone bactériologique | 20g |
| Sels biliaire | 1.5g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Lactose | 10g |
| Rouge de neutre | 0.03 |
| Cristal violet | 0.001 |
| Agar | 15g |

| | |
|---|--------|
| Eau distillée | 1000ml |
| [M11]- Milieu Clark et Lubs : pH = 7.5 | |
| Peptone | 5g |
| Phosphate dipotassique | 5g |
| Glucose | 5g |
| Eau distillée | 1000ml |
| [M12]- Eau peptonée exempte d'indole : pH = 7.2 | |
| Peptone exempte d'indole | 10g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Eau distillée | 1000ml |
| [M13]- Milieu mannitol mobilité : pH = 7.6 à 7.8 | |
| Peptone tryptique de viande | 20g |
| Agar | 4g |
| Mannitol | 2g |
| Rouge de phénol à 1% | 4g |
| Nitrate de potassium (KNO ₃) | 1g |
| Eau distillée | 1000ml |
| [M14]- Milieu de TSI (gélose glucose-lactose-saccharose-H₂S) : pH = 7.4 | |
| Peptone | 20g |
| Extrait de levure | 3g |
| Extrait de viande | 3g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Thiosulfate de sodium | 0.5g |
| Lactose | 10g |
| Saccharose | 10g |
| Glucose | 1g |
| Rouge de phénol | q.s |
| Agar | 12g |
| Eau distillée | 1000ml |
| [M15]- Milieu de simmons : pH = 6.8 | |
| Sulfate de magnésium | 0.2g |
| Phosphate mono ammoniacal | 1g |
| Phosphate dipotassium | 1g |
| Citrate de sodium | 2g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Bleu de bromothymol | 0.08g |
| Agar | 15g |
| Eau distillée | 1000g |
| [M16]- Urée indole : pH = 7.2 | |
| L- tryptophane | 3g |
| Phosphate bipotassium | 1g |
| Phosphate monopotassium | 1g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Urée | 20g |
| Alcool à 95° | 10ml |
| Rouge de phénol | 28mg |
| Eau distillée | 1000ml |

[M17]- Eau peptonée alcaline (EPA) : pH = 8.6

| | |
|-------------------|--------|
| Peptone tryptique | 30g |
| NaCl | 30g |
| Eau distillée | 1000ml |

[M18]- Milieu de B.H.I.B : pH = 7.4

| | |
|------------------------------|---|
| Protéose peptone | 10g |
| Infusion de cervelle de veau | 12.5 |
| Infusion de cœur de bœuf | 5g |
| Chlorure de sodium | 5g |
| Phosphate disodique | 2.5g |
| Glucose | 15g |
| Eau distillée | 1000ml (Institut Pasteur, 1978). |

Réactifs utilisés**[R1]- Réactif rouge de méthyle (RM) :**

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

[R2]- Réactif de Vosges Proskauer (VP): pour la recherche de l'acétoïne :VP1:

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

VP2:

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

[R3]- Réactif de Kowacks : la mise en évidence de la production d'indole :

| | |
|-------------------------------|------|
| Paradiméthylaminobenzaldéhyde | 5g |
| Alcool amylique | 75ml |
| HCL pur | 25ml |

[R4]- Réactif de TDA : pour la recherche du tryptophane désaminase

| | |
|----------------|--|
| Peptone de fer | 3,4g |
| Eau distillée | 100ml (Institut Pasteur, 1978). |

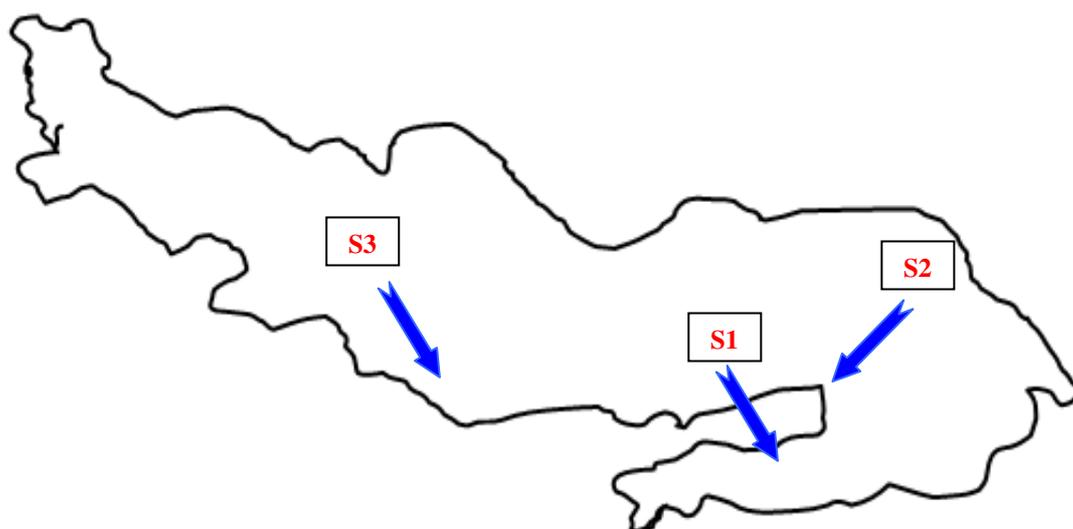
Tab. 23. Table NPP

| 1 X 50 ml | 5 X 10 ml | 5 X 1 ml | Nombre caractéristique | Limites de confiance | |
|-----------|-----------|----------|---------------------------|----------------------|------------|
| | | | | Inférieure | Supérieure |
| 0 | 0 | 0 | <1 | | |
| 0 | 0 | 1 | 1 | <0,5 | 4 |
| 0 | 0 | 2 | 2 | <0,5 | 6 |
| 0 | 1 | 0 | 1 | <0,5 | 4 |
| 0 | 1 | 1 | 2 | <0,5 | 6 |
| 0 | 1 | 2 | 3 | <0,5 | 8 |
| 0 | 2 | 0 | 2 | <0,5 | 6 |
| 0 | 2 | 1 | 3 | <0,5 | 8 |
| 0 | 2 | 2 | 4 | <0,5 | 11 |
| 0 | 3 | 0 | 3 | <0,5 | 8 |
| 0 | 3 | 1 | 5 | <0,5 | 13 |
| 0 | 4 | 0 | 5 | <0,5 | 13 |
| 1 | 0 | 0 | 1 | <0,5 | 4 |
| 1 | 0 | 1 | 3 | <0,5 | 8 |
| 1 | 0 | 2 | 4 | <0,5 | 11 |
| 1 | 0 | 3 | 6 | <0,5 | 15 |
| 1 | 1 | 0 | 3 | <0,5 | 8 |
| 1 | 1 | 1 | 5 | <0,5 | 13 |
| 1 | 1 | 2 | 7 | 1 | 17 |
| 1 | 1 | 3 | 9 | 2 | 21 |
| 1 | 2 | 0 | 5 | <0,5 | 13 |
| 1 | 2 | 1 | 7 | 1 | 17 |
| 1 | 2 | 2 | 10 | 3 | 23 |
| 1 | 2 | 3 | 12 | 3 | 28 |
| 1 | 3 | 0 | 8 | 2 | 19 |
| 1 | 3 | 1 | 11 | 3 | 26 |
| 1 | 3 | 2 | 14 | 4 | 34 |
| 1 | 3 | 3 | 18 | 5 | 53 |
| 1 | 3 | 4 | 21 | 6 | 66 |
| 1 | 4 | 0 | 13 | 4 | 31 |
| 1 | 4 | 1 | 17 | 5 | 47 |
| 1 | 4 | 2 | 22 | 7 | 59 |
| 1 | 4 | 3 | 28 | 9 | 85 |
| 1 | 4 | 4 | 35 | 12 | 100 |
| 1 | 4 | 5 | 43 | 15 | 120 |
| 1 | 5 | 0 | 24 | 8 | 75 |
| 1 | 5 | 1 | 35 | 12 | 100 |
| 1 | 5 | 2 | 54 | 18 | 140 |
| 1 | 5 | 3 | 92 | 27 | 220 |
| 1 | 5 | 4 | 160 | 39 | 450 |
| 1 | 5 | 5 | >240 | | |

Tab.24. Tableau de lecture de l'API20E

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

| | | | | |
|----------------------------------|-----------|---|---------------------------------------|-------|
| SAC | sucrose | fermentation/oxydation | bleu / bleu-vert | jaune |
| MEL | melibiose | fermentation/oxydation | bleu / bleu-vert | jaune |
| AMY | amygdalin | fermentation/oxydation | bleu / bleu-vert | jaune |
| ARA | arabinose | fermentation/oxydation | bleu / bleu-vert | jaune |
| NO ₃ -NO ₂ | GLU tube | production de NO ₂ reduction N ₂ gas | <i>NIT 1 + NIT 2 2-3 min</i> jaune | rouge |



S1 : station 1
S2 : station 2
S3 : station 3

Fig. 65. Localisation des points de prélèvement à Garaet Hadj Taher.

Nom : Merzoug
Prénom : Seyf eddine
MEMOIRE Pour l'obtention du Diplôme de Magister en Biologie
Option : Hydro-écologie: Santé, eau et environnement



Etude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Taher (Benazzouz, wilaya de Skikda)

RESUME

La présente étude s'inscrit dans le contexte d'une recherche pluridisciplinaire sur les écosystèmes aquatiques.

Afin d'apprécier la qualité de l'eau de Garaet Hadj Taher, un des plus grand sites de la réserve naturelle d'importance internationale; le complexe Guerbes Sanhadja, vis-à-vis d'une pollution chimique et d'une éventuelle contamination microbienne, nous avons effectué un ensemble d'approches physico-chimiques ainsi qu'une étude microbiologique plus au moins complète sur cette eau.

L'ensemble des paramètres déterminés a révélé que l'eau de Garaet Hadj Taher est exposée à une légère contamination d'origine fécale causé principalement par l'élevage intensif, ainsi qu'au nombre très élevé d'oiseaux hébergé par ce marais. Pour les paramètres physico-chimiques, ils existent a des valeurs faibles qui augmentent pendant la période pluviale, grâce à lessivage des terrains agricoles avoisinantes. Ces valeurs restent quand même faibles pour pouvoir causer une pollution organique ou métallique.

Pour remédier a ces résultats, il serait important de ne pas exploité l'eau de la garaet pour l'irrigation afin de maintenir le niveau d'eau et protéger cet hydrosystème contre le surpâturage.

Mots clés: Garaet Hadj Taher, microbiologie, qualité de l'eau, physico-chimie, pollution.

MEMBRES DU JURY :

Président : BENOURETH D.E. (Pr.)

Promoteur : HOUHAMDI M. (Pr.)

Examineur : KACHI S. (M.C.)

: NAOUAR T. (M.C)

Université de Guelma

Université de Guelma

Université de Guelma

Université de Guelma