

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université 20 Août 1955-Skikda
Faculté des Sciences
Département : Sciences de la nature et de la vie
Ref : D042114004M



جامعة 20 أوت 1955 سكيكدة
كلية العلوم
قسم: علوم الطبيعة و الحياة
المرجع: D042114004M

Mémoire présenté en vue de l'obtention
Du diplôme de
Magistère en sciences de la mer

Option : Protection et valorisation des écosystèmes littoraux

**Contribution à l'évaluation de la qualité
bactériologique et physico-chimique de l'eau des
principales zones humides de l'éco-complexe de
Guerbes Sanhadja (wilaya de Skikda)**

Présenté par :

Kouti Amina

Soutenue publiquement le 13/05/2014

Devant le jury composé de :

Tahar Ali	Professeur	Président	Université d'Annaba
Houhamdi Moussa	Professeur	Encadreur	Université de Guelma
Mezedjri Lyamine	M.C.A	Co-encadreur	Université de Skikda
Bousslama Zihad	Professeur	Examinatrice	Université d'Annaba
Saheb Menouar	M.C.A	Examineur	Université d'Oum El-Bouaghi

Année 2013/1014

REMERCIEMENTS

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

Mes vifs remerciements aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à ma recherche en acceptant d'examiner mon travail et de l'enrichir par leurs propositions.

*J'exprime mes remerciements à Monsieur **TAHAR A** Professeur au département de biologie à l'université d'Annaba, 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 Madame **Bouslama Z.**, Professeur à l'Université d'Annaba et Monsieur **Saheb M** Maître de conférence à l'Université d'Oum El Bouaghi d'avoir accepté participé à ce jury, ainsi que Madame **Chekroud F-Z** d'avoir accepté notre invitation.*

*Je remercie Monsieur **HOUHAMDI M.**, professeur au département de Biologie université de Guelma de m'avoir encadré et suivi mon travail; je remercie aussi Monsieur **Mezedjri L**, pour m'avoir co-encadré et m'aidé dans mon travail et tout au long de ma formation de magistère.*

Mes remerciements aussi au personnel de l'observation nationale et de l'environnement et de développement durable de Skikda en particulier M.Sami et Saliha, Nedjwa pour l'aide qu'ils m'ont apporté dans la réalisation des analyses physico-chimiques. Je les remercie aussi pour leur accueil et pour l'ambiance exceptionnelle.

Je remercie aussi le personnel de la direction des forêts de la wilaya de skikda et spécialement Mme Boukarma N pour l'intérêt et l'aide qu'il m'a apporté.

Je ne saurais finir sans remercier tous les enseignants (es) du département de Biologie de l'université de Skikda qui ont contribué à ma formation.

J'exprime également tous le bonheur du monde à mes collègues de promotion du magistère protection et valorisation des écosystèmes littoraux.

Enfin, j'exprime mon vif et profond remerciement à Hadad S Meriem, Bara M, pour l'aide qu'ils ont apporté et je n'oublie pas Fouad Rabah, Nabil, Nacir, Hocine, et toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Merci beaucoup

Amina

DEDICACES

A Ma mère Soraya et mon père Mohamed pour leur amour, leur tendresse, et pour leur soutien moral et matériel durant toutes les étapes de ma vie. Je vous dois ce que je suis aujourd'hui et ce que je serai demain et je ferai toujours de mon mieux pour rester votre fierté et ne jamais vous décevoir. Que Dieu, le tout puissant, vous préserve, vous accorde santé, bonheur, et vous protège de tout mal.

A l'hommage de ma grand-mère qui n'a jamais cessé de m'encourager et de prier pour moi. Puisse Dieu, le tout puissant, vous accorder sa clémence, sa miséricorde et vous accueillir en son vaste paradis.

A mes chères sœurs Soumia, Nadjette, Yasmine, Zahra et Aya.

A mon cher frère Youcef

A mes oncles: Tahar, Aziz, A/Eslam, Omar, Farid, Rabah et Housseem

A mes tantes: Samira, Sihem, Farida, Nassima, Rachida, Soraya, Fatiha, Warda et Nora.

A tous mes cousins et cousines

Puisse ce travail témoigné de ma profonde affection et de ma sincère estime

A mon cher fiancé Bilel, merci d'être toujours à mes côtés, de votre encouragement et vos conseils aux cours de mon travail, et surtout pour votre patience et votre soutien aux moments difficiles

A ma belle-famille : mes beaux-parents Mohamed et Yamina, mes beaux-frères Abd rezak et Hamza, mes Belles-sœurs Khadidja, Asma et surtout la petite Khawla

A mes chères amies Fatima, Zineb, Souad, Naziha, Samira, Dalal et Asma.

Je dédie ce travail

Amína

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	1
1. DESCRIPTION DES SITES	3
1.1. Généralités sur La zone humide de Guerbes Sanhadja	5
1.2. Caractéristiques physiques	5
1.2.1. Géologie et géomorphologie	5
1.2.2. Type de sol	8
1.2.2.1. La plaine sableuse	8
1.2.2.2. La plaine argileuse	8
1.2.3. Hydrologie	9
1.3. Les principales zones humides de l'Eco-complexe de Guerbes Sanhadja	10
1.3.1. Garaet Boumaïza (36°49'155 N, 7°18'975 E)	10
1.3.2. Garaet Sidi Lakhdar (36°54'780 N, 7°12'055 E)	10
1.3.3. Garaet Haouas (36°58' N, 7°18' E)	11
1.3.4. Nechaa Demnat Ataoua (36°56' N, 7°14'780 E)	11
1.3.5. Lac Sidi Fritis (36°53'975 N, 7°17'437 E)	12
1.3.6. Garaet Chichaya (36°53'791 N, 7°18'230 E)	13
1.3.7. Garaet Sidi Makhlouf (36°53'094 N, 7°18'248 E)	13
1.3.8. Garaet Tacha (36°51'979N, 7°23'587E)	14
1.3.9. Garaet Ain Nechma (36°48'837N, 7°16'728 E)	14
1.3.10. Nechaa Khellaba (36°5'516 N, 7°17'576 E)	15
1.4. Présentation des zones d'étude	17
1.4.1. Présentation du site d'étude N°1 « Garaet Hadj Tahar »	18
1.4.1.1. Coordonnées géographiques	19
1.4.1.2. La flore	19
1.4.1.3. La faune	19
1.4.2. Présentation du site d'étude N°2 « Garaet Lemsouessa »	21
1.4.2.1. Coordonnées géographiques :	21
1.4.2.2. La flore	21

1.4.2.3.	La faune :	21
1.4.3.	Présentation du site d'étude N° 3 « Garaet Beni M'Hamed »	24
1.4.3.1.	Coordonnées géographiques	24
1.4.3.2.	La flore	25
1.4.3.3.	La faune	25
1.5.	Etude climatique	26
1.5.1.	Données météorologiques de la station de skikda	27
1.5.2.	Température	27
1.5.3.	La pluviométrie	28
1.5.4.	Les vents	28
1.5.5.	L'humidité	29
1.5.6.	Synthèse climatique	29
1.5.6.1.	Diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gausсен	29
1.5.6.2.	Quotient pluviométrique d'Emberger	30
1.6.	Exploitation des sites	32
1.6.1.	L'agriculture et l'irrigation	32
1.6.2.	Le pâturage	32
1.6.3.	Le braconnage	33
1.7.	La pollution	34
1.7.1.	Origine de la pollution	34
1.7.1.1.	La pollution domestique	34
1.7.1.2.	La pollution agricole	35
1.7.2.	Conséquences de la pollution	35
1.7.2.1.	Conséquences écologiques	35
1.7.2.2.	Conséquences esthétiques	35
1.7.2.3.	Conséquences agricoles	35
1.7.2.4.	Conséquences sanitaires	36
1.8.	Élaboration d'un plan de gestion intégrée du complexe de zones humides de Guerbes Sanhadja	37
2.	<i>MATERIEL ET METHODES</i>	38
2.1.	Prélèvement et choix des zones d'étude	39
2.1.1.	Le choix des zones d'étude et stations du prélèvement	39
2.1.2.	Présentation du point de prélèvement	41

2.1.3.	Prélèvements	43
2.1.3.1.	Période de prélèvement	43
2.1.3.2.	Matériel et méthode de prélèvement	45
2.2.	Paramètres physico-chimiques	46
2.2.1.	La température	47
2.2.2.	Le potentiel d'hydrogène (pH)	47
2.2.3.	La conductivité électrique (CE)	48
2.2.4.	La Salinité	49
2.2.5.	Le Taux des sels dissous (TDS)	49
2.2.6.	L'oxygène dissous	49
2.2.7.	La matière en suspension (MES)	50
2.2.8.	La demande Chimique en Oxygène (DCO)	51
2.2.9.	La Demande Biochimique en Oxygène (DBO ₅)	53
2.2.10.	Les nitrates (NO ₃ ⁻)	55
2.2.11.	Les nitrites (NO ₂ ⁻)	56
2.3.	Les paramètres bactériologiques	57
2.3.1.	Recherche et Dénombrement des germes revivifiables (Germes Totaux)	58
2.3.2.	Recherche et dénombrement des germes indicateurs de la contamination fécale	61
2.3.2.1.	Recherche et dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux	61
2.3.2.2.	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	66
2.3.3.	Recherche et identification des germes pathogènes	70
2.3.3.1.	Recherche des entérobactéries pathogènes	71
2.3.3.2.	Recherche de <i>Salmonella</i>	72
2.3.3.3.	Recherche des <i>Staphylococcus</i>	74
2.3.3.4.	Recherche de <i>Pseudomonas</i>	78
2.3.3.5.	Recherche de <i>Vibrio</i>	81
2.3.3.6.	Identification	83
3.	RESULTATS ET DISCUSSION	93
3.1.	Résultats des analyses physico-chimiques	94
3.1.1.	La température	94
3.1.2.	Le potentiel d'oxygène (pH)	96
3.1.3.	La conductivité électrique	98
3.1.4.	La salinité	101
3.1.5.	Le total des solides dissous (TDS)	103

3.1.6.	L'oxygène dissous	105
3.1.7.	Matière en suspension (MES)	107
3.1.8.	La demande biochimique en oxygène	109
3.1.9.	La demande chimique en oxygène (DCO)	111
3.1.10.	Les nitrates	113
3.1.11.	Les nitrites	115
3.2.	Résultats des analyses bactériologiques	118
3.2.1.	Recherche et dénombrement des germes totaux	118
3.2.2.	Recherche et dénombrement des germes indicateurs de la contamination fécal	120
3.2.2.1.	Recherche et dénombrement des coliformes totaux	120
3.2.2.2.	Recherche et dénombrement des coliformes fécaux	122
3.2.2.3.	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	124
3.2.3.	Recherche et identification des germes pathogènes	126
3.2.3.1.	Caractères morphologique et coloration des Grams	126
3.2.3.2.	Identification biochimique	129
	<i>CONCLUSION</i>	132
	<i>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</i>	134
	<i>ANNEXES</i>	140
	<i>ABSTRACT</i>	163
	الملخص	164
	<i>RESUME</i>	165

LISTE DES FIGURES

FIGURE 1-1. SITUATION GEOGRAPHIQUE DE LA NUMIDIE OCCIDENTAL	4
FIGURE 1-2. CARTE GEOLOGIQUE DE LA REGION DE GUERBES	7
FIGURE 1-3. LOCALISATION DES SITES D'ETUDE	17
FIGURE 1-4. IMAGE SATELLITE DE GARAET HADJ TAHAR (MOSAÏQUE LANDSAT, N-32-35).	18
FIGURE 1-5. PHOTO DE GARAET HADJ TAHAR	20
FIGURE 1-6. PHOTO DE GARAET HADJ TAHAR	20
FIGURE 1-7. IMAGE SATELLITE DE GARAET LEMSAOUESSA (MOSAÏQUE LANDSAT, N-32-35).	22
FIGURE 1-8. PHOTO DE GARAET LEMSAOUESSA	23
FIGURE 1-9. PHOTO DE GARAET LEMSAOUESSA	23
FIGURE 1-10. IMAGE DE GARAET BENI M'HAMED.	24
FIGURE 1-11. PHOTO DE GARAET BENI M'HAMED	25
FIGURE 1-12. PHOTO DE GARAET BENI M'HAMED	26
FIGURE 1-13. DIAGRAMME PLUVIOTHERMIQUE DE BAGNOULS ET GAUSSEN.	30
FIGURE 1-14. SITUATION DE LA REGION DE SKIKDA DANS LE CLIMAGRAMME D'EMBERGER.	31
FIGURE 1-15. PATURAGE AU TOUR DE GARAET BENI M'HAMED	33
FIGURE 1-16. LES BOVINS PENETRENT A L'INTERIEUR DE GARAET BENI M'HAMED	33
FIGURE 1-17. PATURAGE AU TOUR DE GARAET LEMSAOUESSA	34
FIGURE 2-1. SITUATION GEOGRAPHIQUE DES ZONES D'ETUDE.	39
FIGURE 2-2. LES VARIATIONS DU NIVEAU D'EAU DE GARAET LEMSAOUESSA DURANT LE MOIS DE DECEMBRE.	40
FIGURE 2-3. LES VARIATIONS DU NIVEAU D'EAU DE GARAET BENI M'HAMED DURANT LE MOIS DE DECEMBRE.	40
FIGURE 2-4. LES VARIATIONS DU NIVEAU DE L'EAU DE GARAET HADJ TAHAR DURANT LE MOIS DE DECEMBRE.	41
FIGURE 2-5. PREMIER POINT DE PRELEVEMENT « GARAET HADJ TAHAR »	41
FIGURE 2-6. DEUXIEME POINT DE PRELEVEMENT « GARAET LEMSAOUESSA »	42
FIGURE 2-7. TROISIEME POINT DE PRELEVEMENT « GARAET BENI M'HAMED ».	42
FIGURE 2-8. LE MODE OPERATOIRE DE LA MESURE DE LA MATIERE EN SUSPENSION	51
FIGURE 2-9. MODE OPERATOIRE DE LA DCO.	53

FIGURE 2-10. MATERIEL UTILISE POUR L'ANALYSE DE LA DEMANDE BIOCHIMIQUE EN OXYGENE.	54
FIGURE 2-11. PROTOCOLE DE RECHERCHE ET DENOMBREMENT DES MICROORGANISMES REVIVIFIABLES A 37°C DANS L'EAU.	60
FIGURE 2-12. E COLI	61
FIGURE 2-13. PROTOCOLE DE RECHERCHE ET DENOMBREMENT DES COLIFORMES FECAUX ET DES COLIFORMES TOTAUX	65
FIGURE 2-14. STREPTOCOQUES	66
FIGURE 2-15. PROTOCOLE DE RECHERCHE DES STREPTOCOQUES FECAUX	69
FIGURE 2-16. PROTOCOLE DE RECHERCHE DE SALMONELLA	73
FIGURE 2-17 . STAPHYLOCOCCUS AUREUS	74
FIGURE 2-18. TEST COAGULASE	76
FIGURE 2-19. TEST CATALASE	76
FIGURE 2-20 .PROTOCOLE DE RECHERCHE DE STAPHYLOCOCCUS	77
FIGURE 2-21 .PSEUDOMONAS AERUGINOSA	78
FIGURE 2-22. PROTOCOLE DE RECHERCHE DE PSEUDOMONAS	80
FIGURE 2-23. PROTOCOLE DE RECHERCHE DE VIBRIO	82
FIGURE 2-24, LA REACTION DE L'HYDROLYSE DE L'ONPG EN B GALACTOSE ET ORTHONITROPHYNOL	86
FIGURE 2-25. TEST ONPG.	86
FIGURE 2-26. CATABOLISME DU TRYPTOPHANE	88
FIGURE 2-27. REACTION DE L'INDOLE AVEC LE REACTIF DE KOVACS	89
FIGURE 2-28. TEST D'INDOLE	89
FIGURE 3-1. VARIATION DE LA TEMPERATURE DE L'EAU DES GARAETS.	94
FIGURE 3-2. VARIATIONS DE LA TEMPERATURE DE L'AIR DURANT LA PERIODE D'ETUDE. (À PARTIR DE DECEMBRE 2012 JUSQU'À MARS 2013)	95
FIGURE 3-3. TEMPERATURES MOYENNES DE L'EAU DES 3 SITES DURANT LA PERIODE D'ETUDE.	95
FIGURE 3-4. VARIATION DU POTENTIEL D'HYDROGENE (PH) D'EAU.	97
FIGURE 3-5. VARIATION MOYENNE DU PH DE L'EAU DES GARAETS.	98
FIGURE 3-6. VARIATION DE LA CONDUCTIVITE ELECTRIQUE DE L'EAU.	99
FIGURE 3-7. VARIATION DE LA CONDUCTIVITE ELECTRIQUE MOYENNE DE L'EAU DANS LES 3 SITES.	100
FIGURE 3-8: VARIATION DE LA SALINITE DE L'EAU	102
FIGURE 3-9. VARIATION MOYENNE DE LA SALINITE DE L'EAU DURANT LA PERIODE HIVERNAL.	103
FIGURE 3-10. VARIATIONS DE LA TDS DE L'EAU	104
FIGURE 3-11. VARIATIONS MOYENNES DE LA TDS DE L'EAU PENDANT LA PERIODE HIVERNALE.	104
FIGURE 3-12: VARIATION DE LA SATURATION EN OXYGENE DISSOUS.	106

FIGURE 3-13.VARIATION MOYENNE DE LA SATURATION EN OXYGENE DURANT LA PERIODE HIVERNALE.	107
FIGURE 3-14. VARIATION DES MES DANS L'EAU	108
FIGURE 3-15. VARIATION MOYENNE DES MATIERES EN SUSPENSIONS.	109
FIGURE 3-16. VARIATION DE LA DEMANDE BIOCHIMIQUE EN OXYGENE DE L'EAU.	110
FIGURE 3-17 VARIATION DE LA DBO ₅ MOYENNE.	110
FIGURE 3-18. VARIATION DE LA DEMANDE CHIMIQUE EN OXYGENE DE L'EAU	112
FIGURE 3-19: VARIATION DE LA TENEUR DE L'EAU EN NITRATES	114
FIGURE 3-20. TENEUR MOYENNE EN NITRATE DURANT LA PERIODE HIVERNALE.	115
FIGURE 3-21: VARIATION DE LA TENEUR DE L'EAU EN NITRITES.	116
FIGURE 3-22.VARIATION MOYENNE DE LA TENEUR EN NITRITES DURANT LA PERIODE HIVERNALE.	117
FIGURE 3-23. VARIATION DES GERMES TOTAUX DANS L'EAU	119
FIGURE 3-24. LES VARIATIONS MOYENNES DES GERMES TOTAUX DURANT LA PERIODE HIVERNALE.	120
FIGURE 3-25.VARIATION DES COLIFORMES TOTAUX DE L'EAU.	121
FIGURE 3-26 .VARIATION MOYENNE DE LA TENEUR D'EAU EN COLIFORME TOTAUX.	122
FIGURE 3-27.ESTIMATION DES COLIFORMES FECAUX DANS L'EAU.	123
FIGURE 3-28 VARIATION MOYENNE DE LA TENEUR DE L'EAU EN COLIFORMES FECAUX	123
FIGURE 3-29.VARIATION DE LA TENEUR DE L'EAU EN STREPTOCOQUES FECAUX.	125
FIGURE 3-30.VARIATION MOYENNE DES STREPTOCOQUES FECAUX DURANT LA PERIODE HIVERNALE.	125
FIGURE 3-31. ASPECT DES COLONIES SUR GELOSE CHAPMAN	127
FIGURE 3-32. COCCI GRAM + GROUPEE EN AMAS	127
FIGURE 3-33. BACILLE A GRAM NEGATIF.	128
FIGURE 3-34, ASPECT DES COLONIES SUR GELOSE CETRIMIDE	128
FIGURE 3-35. ASPECTS DES COLONIES SUR GELOSE TCBS	128
FIGURE 3-36. BACILLE A GRAM+	128
FIGURE 3-37. BACILLE GRAM +	128
FIGURE 3-38. ASPECT DES COLONIES SUR GELOSE HEKTOEN	128
FIGURE 3-39. PROFIL BIOCHIMIQUE DE LA SOUCHE PROTEUS VULGARIS	131
FIGURE 3-40 PROFIL BIOCHIMIQUE DE LA SOUCHE PROTEUS MIRABILIS	131
FIGURE 3-41. PROFIL BIOCHIMIQUE DE LA SOUCHE E.COLI.	131

LISTE DES TABLEAUX

TABLEAU 1-1. LES DONNEES CLIMATIQUES DE LA REGION DE SKIKDA DURANT LA PERIODE DE 1997-2012	27
TABLEAU 1-2. LES PRINCIPALES BACTERIES RESPONSABLES DES PATHOLOGIES	36
TABLEAU 2-1. LOCALISATION DU POINT DE PRELEVEMENT	43
TABLEAU 2-2. NATURE ET PERIODES DES PRELEVEMENTS	44
TABLEAU 2-3. CLASSIFICATION DES EAUX D'APRES LEUR CONDUCTIVITE ELECTRIQUE	48
TABLEAU 2-4. LES PRINCIPAUX STAPHYLOCOQUES ISOLES EN MICROBIOLOGIE	74
TABLEAU 3-1. GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU EN FONCTION DE LA TEMPERATURE.	96
TABLEAU 3-2 CLASSIFICATION DE L'EAU SELON LE PH	97
TABLEAU 3-3. GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU SELON LA CONDUCTIVITE ELECTRIQUE	100
TABLEAU 3-4 CLASSIFICATION DES EAUX SELON L'APTITUDE A L'IRRIGATION.	101
TABLEAU 3-5. CLASSIFICATION DES EAUX SELON LE TDS	105
TABLEAU 3-6 : GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU SELON LA SATURATION EN OXYGENE	107
TABLEAU 3-7. GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU SELON LA DBO ₅	111
TABLEAU 3-8 .GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU SELON LA DCO.	113
TABLEAU 3-9. GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU DE SURFACE SELON LA TENEUR EN NITRATE	115
TABLEAU 3-10. GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU SELON LA TENEUR EN NITRITES.	117
TABLEAU 3-11. GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU SELON LA TENEUR EN COLIFORME TOTAUX	122
TABLEAU 3-12 GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE DE L'EAU SELON LA TENEUR EN COLIFORMES FECAUX	124
TABLEAU 3-13 GRILLE D'APPRECIATION DE LA QUALITE D'EAU SELON LA TENEUR EN STREPTOCOQUES FECAUX	126
TABLEAU 3-14 ASPECTS MACROSCOPIQUE ET MICROSCOPIQUE DES COLONIES	126
TABLEAU 3-15. LES ESPECES BACTERIENNES IDENTIFIEES	129

LISTE DES ABREVIATIONS

- ★ °C : Degré Celsius
- ★ CE : Conductivité électrique.
- ★ CF : Coliformes fécaux
- ★ CREPA: Centre régional pour l'eau potable et l'assainissement à faible coût.
- ★ CT : Coliformes totaux
- ★ D/C : Double concentration
- ★ DBO₅ : Demande biochimique en oxygène
- ★ DCO : Demande chimique en oxygène.
- ★ DGF : Direction général des forets.
- ★ g/l : Gramme par litre
- ★ h : Heure
- ★ M.A.T.E : Ministère d'aménagement Territoire et de l'Environnement
- ★ m/s : Mètre par second
- ★ MES : Matière en suspension.
- ★ mg/l : Milligramme par litre
- ★ ml : Millilitre
- ★ N.P.P : Nombre le plus probable
- ★ O₂ : Oxygène.
- ★ OMS : Organisation mondiale de santé
- ★ pH : potentiel hydrogène
- ★ PNUD : Programme des Nations unies pour le développement
- ★ Q2 : Quotient pluviométrique d'Emberger
- ★ S/C : Simple concentration
- ★ SF : Streptocoque fécaux
- ★ TDA : Tryptophane Désaminase

- ★ **TDS** : Total des solides dissous.
- ★ **VP** : Voges Proskauer,
- ★ **WWF** : World Wide Fun for Nature, ce qui veut dire en français Le Fond mondial pour la Nature.
- ★ **μS** : Micro siemens

INTRODUCTION

L'Algérie est un vaste pays doté d'une riche palette de zones humides, ces milieux qui font partie des ressources les plus précieuses sur le plan de la diversité biologique et de la productivité naturelle. Aujourd'hui, nous savons que les zones humides jouent un rôle important dans les processus vitaux, entretenant des cycles hydrologiques et accueillant une flore importante, des poissons et des oiseaux migrateurs **(DGF, 2004)**.

Au sens de la convention de Ramsar : « Les zones humides sont des étendues de marais, de fagnes de tourbières ou d'eaux naturelles ou artificielles , permanentes ou temporaires où l'eau est stagnante ou courante, douce, saumâtre ou salée, y compris des étendues d'eau marine dont la profondeur ne dépasse pas les six mètres » **(DGF, 2004)**.

La Numidie algérienne est riche en mares temporaires répliant aux critères Ramsar. On la subdivise en Numidie orientale et Numidie occidentale séparée par l'Oued Seybouse), la Numidie orientale est composée des complexes d'Annaba et d'El-Kala et la Numidie occidentale est représentée par le complexe des zones humides de Guerbes-Sanhadja.

Le complexe de zones humides de la plaine de Guerbes- Sanhadja est de superficie de 42100 ha se situe au nord-est de l'Algérie, à l'ouest d'Annaba et du complexe de zones humides d'El-Kala, dans la wilaya d'El-Tarf.

En 2001, le complexe des zones humides de Guerbes Sanhadja a été classé sur la liste de Ramsar des zones humides d'importance internationale. A ce jour, en Algérie, on compte 42 zones de cette importance, couvrant une superficie totale de 2 958 704 ha. La région de Guerbes-Sanhadja est la seule au niveau national, avec le lac Tonga d'El-Tarf, à avoir répondu à cinq des huit critères fixés par la convention.

Le complexe des zones humides de Guerbes Sanhadja compte trente une zones humides répartie entre lacs, étangs, marais aulnaies et lagunes.

La présente étude scientifique porte sur l'évaluation de la qualité de l'eau des principales zones humides de l'éco complexe de Guerbes Sanhadja (Wilaya de Skikda) durant la période hivernale. L'axe principal de cette étude a été orienté vers un examen bactériologique et physicochimique de l'eau de trois marais de ce complexe.

Garaet Hadj Tahar

Garaet Lemsouessa

Garaet Beni M'hamed

Ce mémoire se compose de trois chapitres :

Dans le premier, nous donnons une description des zones d'étude, généralité, climatologie, géologie et une contribution à l'étude de son cadre biotique.

Dans le deuxième chapitre, nous décrivons les méthodes et les techniques employées pour la réalisation de ce travail, analyses microbiologiques (recherche et dénombrement de microorganismes) et physico-chimiques de l'eau des trois sites.

Dans le dernier chapitre, les résultats sont discutés et présentés sous différentes formes graphiques.

A la fin de ce mémoire, une conclusion rappelle le travail effectué.

1. DESCRIPTION DES SITES

Dans ce chapitre on s'intéresse à la présentation de l'éco-complexe de Guerbes Sanhadja et la description des zones choisies, avec un traitement des caractères physiques et climatologiques de la région d'étude. Puis on va voir l'exploitation des sites et l'impact de la pollution sur la zone.

Contenu

- 1.1. Généralité sur la zone humide de Guerbes Sanhadja.
- 1.2. Les caractères physiques
- 1.3. Les principales zones humides de Guerbes Sanhadja.
- 1.4. Présentation des zones d'étude.
- 1.5. Étude climatique.
- 1.6. Exploitation des sites.
- 1.7. Pollution.

La Numidie algérienne s'étend de la longitude de Skikda face à la mer jusqu'à la frontière tunisienne; elle est délimitée au Nord par la méditerranée et au Sud par les régions de Souk Ahras, Guelma et Constantine. On la subdivise en Numidie orientale et Numidie occidentale séparée par l'Oued Seybouse. (BELOUAHEM & AL ,2009)

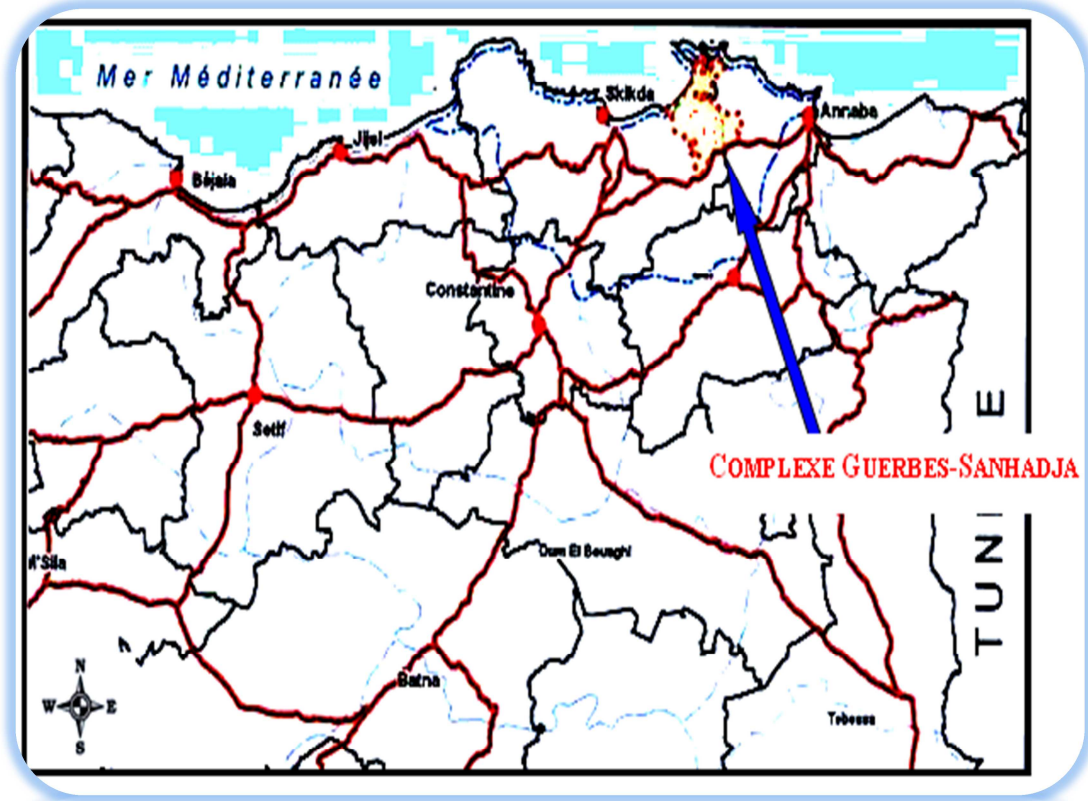


Figure 1-1. Situation géographique de la Numidie occidentale (BOUMEZBEUR, 2002; MERZOUG, 2009).

La Numidie orientale composée des complexes d'Annaba et d'El-Kala et la Numidie occidentale représentée par le complexe des zones humides de Guerbès-Sanhadja (Figure1-1). La Numidie orientale a pour limite septentrionale la méditerranée et les frontières Algéro-tunisiennes la délimitent à l'Est. Cette région de l'Algérie renferme un grand nombre de sites humides exceptionnels de par leurs dimensions et leurs diversités et où plusieurs études scientifiques ont été menées (METALLAOUI & HOUHAMDI, 2008, 2010).

1.1. Généralités sur La zone humide de Guerbes Sanhadja

Le Complexe de zones humides de la plaine de Guerbes-Sanhadja est situé entre la latitude 36°46' à 37° N et longitudes 7°8' à 7° 25' E dans la partie Nord-Est de l'Algérie. C'est une grande plaine littorale bordée à l'Ouest par les collines côtières de Skikda et à l'Est par le massif forestier côtier de Chetaibi. La superficie totale de la zone s'étend sur 42.100 ha, ses altitudes se situent entre 0 et 200 mètres, dont 48,5% de la superficie des terres a une pente inférieure ou égale à 3% et le reste a 12,5%. Le caractère remarquable de la flore et de la faune de cette région a pour origine au moins trois (3) éléments: sa diversité géomorphologique et, donc, pédologique et son rôle de carrefour bioclimatique entraînant une richesse élevée de la biodiversité.

Le massif dunaire continental de la plaine de Guerbes est le réservoir hydrique d'environ 40 millions de m³ qui génère une multitude de dépressions et de vallées formant lacs et Garaet (marais) de quelques hectares à plusieurs dizaines d'hectares de superficie. À l'est et au sud de ce massif, l'Oued El Kebir et ses affluents, aux nombreux méandres (en raison de la faible pente), alimentent une série de collections d'eau naturelle ou artificielle (petits barrages ou retenues collinaires). Le contact dunes-plaines alluviales a formé des forêts humides (aulnaies) pouvant atteindre 180 ha. Enfin, si la plupart de ces milieux ont un sol à pH acide ou neutre se développant très fréquemment sur tourbe, des collections d'eau subissent l'effet du reflux marin, sur le delta de l'oued El Kebir, atteignant plusieurs centaines d'hectares ont un sol à pH franchement alcalin (BOUMEZBEUR, 2002).

1.2. Caractéristiques physiques

1.2.1. Géologie et géomorphologie

La diversité géomorphologique résulte du recoupement de deux séries de facteurs structurels: Lithologiques (présence d'un relief d'érosion différentielle couches dures, couches tendres: grès et argiles).

Tectoniques avec interférence de deux phases prédominantes:

- ✪ Les grands mouvements du tertiaire (phases alpines) sont à rattacher les mouvements majeurs responsables des alignements Est-ouest (chaîne numidique)

- ✪ Au quaternaire des mouvements traverses principalement Sud-Nord et Sud-Est Nord-ouest ont mis en place une série de dômes et de cuvettes. Cette tectonique s'est prolongée jusqu'à la période actuelle. Ces phénomènes tectoniques sont à l'origine d'un «compartimentage» du relief de la Numidie.

La région de Guerbes-Sanhadja est successivement constituée :

- ✪ Du Djebel Safia (330m), véritable structure anticlinale de direction Nord-ouest–Sud-Est constitué de calcaires massifs du Jurassique et du Crétacé.
- ✪ Du djebel Fedj el Foul, massif résultant de l'accumulation des grès numidiens du quaternaire et qui se termine en crête au-dessus de la plaine de Guerbes.
- ✪ Du massif de Boumaiza-Berrahal se présentant comme un Djebel cristallin externe prolongeant le Djebel Safia.
- ✪ Du Sud-Est au Nord-Ouest, nous retrouvons successivement le massif cristallin de l'Edough constitué par des roches métamorphiques, des grès numidiens et des flyschs mauritaniens (**BELOUAHEM & AL, 2009**).
- ✪ Les formations quaternaires occupent la plus grande partie de la vallée de l'Oued el Kébir.

Les quaternaires anciens ou Pléistocène, dans lesquels on peut distinguer: le travertin qu'il est observé au Sud et les grès dunaires qui se répandent dans la petite vallée de l'Oued Dissya jusqu'à la zone de Sidi Lakhdar, au Nord-Est de Dar Said et sur le cordon littoral.

Les quaternaires récents ou Holocènes dans lesquels on a le matériel colluvial; il occupe la partie ouest selon une orientation Sud- Est–Nord-Ouest, Les sables rouges ou sables argileux rubéfiés ne sont jamais consolidés, ils sont seulement bien tassés. Ils sont principalement formés de grains de quartz associés à des proportions de matériaux argileux et ferrugineux. À l'Est du massif métamorphique de Bou Maaiza, ce matériel sableux renferme des fragments de schistes. En plus de la vallée de l'oued El Kebir, on les retrouve également dans les forêts de Guerbes et Sanhadja. Les sables blancs transportés par le vent de direction Nord-Ouest sur la zone littorale ont abouti à la formation de dunes d'orientation Nord-Ouest–Sud-Est (**HADJ-SAID, 2007**).

Les dunes par leur capacité de stockage des eaux, génèrent un ensemble de zones humides à fonctionnement hydrique quasiment autonome. Ce qui favorise la création de peuplements forestiers humides (aulnaies, frênaies, ormaies, saussaies pures ou en mélange) dans les dépressions intra et inter dunaires et des ripisylves le long des cours d'eau (châaba, rivières) (**BELOUAHEM & AL, 2009**).

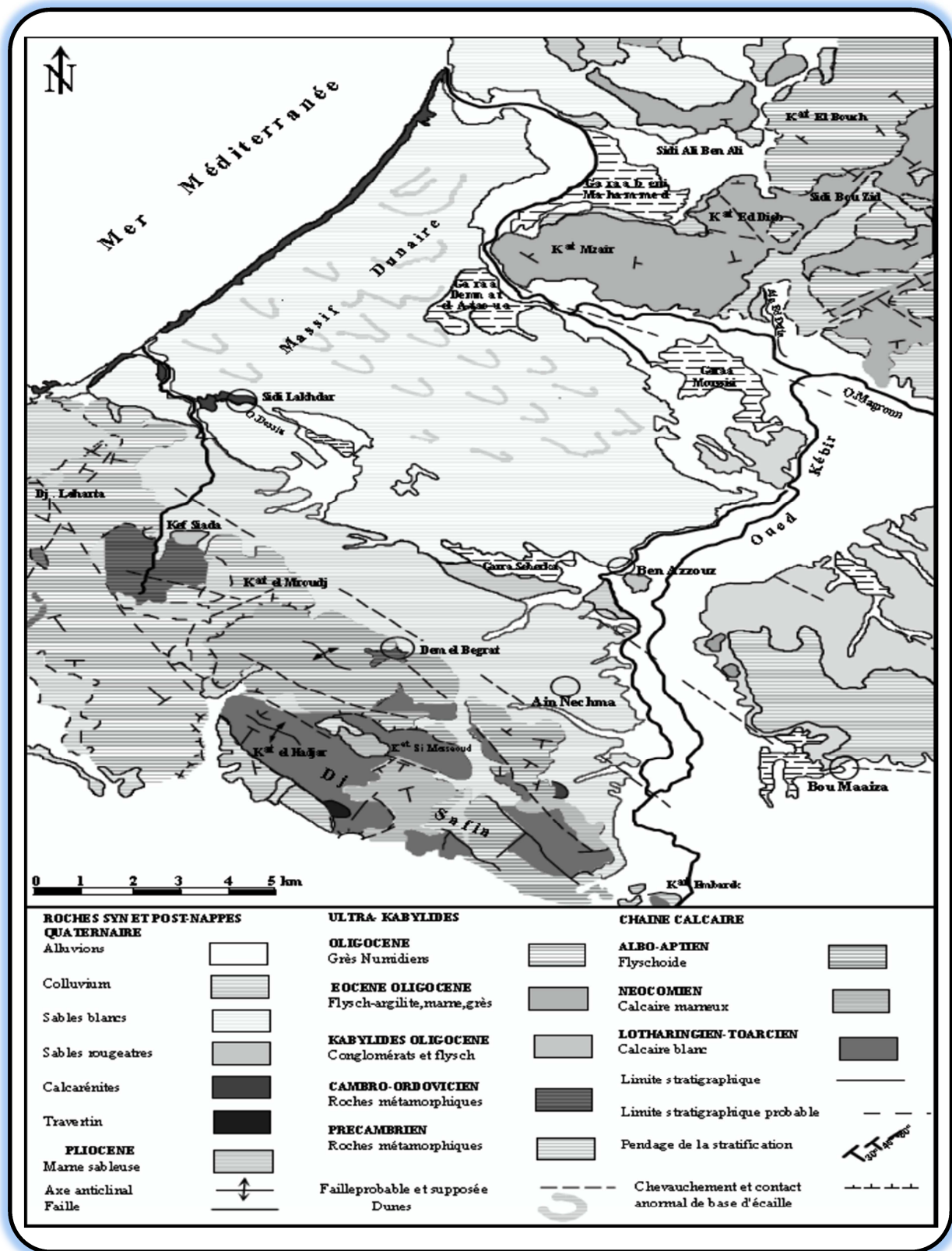


Figure 1-2. Carte géologique de la région de Guerbes (IN HADJ-SAÏD, 2007).

L'alluvium, lié à l'environnement géologique immédiat, le faciès des alluvions varie d'amont en aval, grossier au débouché de l'Oued el Kébir, plus fin à Ain Nechma voire argileux avec quelques passages de lentilles de graviers ; argilo-sableux à Ben Azouz ; sableux au voisinage du massif dunaire et dans les espaces interdunaires et enfin argileux et tourbeux à l'embouchure. Le matériau grossier et fluvial est localisé aux abords immédiats de l'Oued el Kébir et de ses affluents, il s'agit essentiellement de galets, de grès, de calcaires, de schistes, souvent liés par une matrice argileuse à argilo-sableuse (HADJ-SAID, 2007).

(Figure 1-2)

1.2.2. Type de sol

Les sols peu évolués sont d'apports éoliens associés à des sols peu évolués d'apports alluviaux. Nous trouvons aussi quelques sols bruns, parfois lessivés. La majorité des sols sont situés en zones relativement plane, quoique de texture variable, ils sont favorables à une mise en valeur intensive ou semi-intensive. Mais ils présentent des contraintes relatives aux dépôts éoliens généralement instables et pauvres chimiquement.

La plaine de Guerbes est formée de deux parties l'une sableuse et l'autre argileuse

1.2.2.1. La plaine sableuse

Elle est développée dans la partie Nord et Nord - Est et forme une barrière qui sépare les dunes de la vallée d'el Kebir Ouest. Elle établit le contact entre la vaste Garaet de Beni M'hamed et Moussiss, les dunes de Douar Cherka et Mechtat Ezzouara, les piémonts de Ras Lahdid ; notamment au centre et au Nord -Est. Le revêtement de la plaine demeure simple puisque partout de bas en haut, nous distinguons des dépôts superposés. Des sables rouges peu argileux présentant des caractères d'hydromorphie fréquente, liés à la présence d'une couche d'argile qui empêche l'infiltration de l'eau et favorise ainsi une hydromorphie remontante (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

1.2.2.2. La plaine argileuse

Allongée du Sud-Ouest au Sud-Est, la plaine argileuse de Ben Azouz renferme une topographie plane, presque comme toutes les plaines côtières du bassin méditerranéen. Elle est drainée par l'Oued EL Kebir Ouest qui coule difficilement dans sa vallée (IN MERZOUG, 2009 ; IN METALLAOUI, 2010).

Les failles principales de direction Nord-Ouest et Nord-Est-Sud-Ouest caractérisent les monts de Filfila et du Safia à l'Ouest et Sud-Ouest et les monts de l'Edough au Nord et

Nord-Est, les djebels entourent presque la plaine du Sud-Ouest au Nord-Est. Le Djebel Boumaïza forme une ceinture avec un couloir permettant le contact de la plaine de Ben Azzouz avec celle d'Annaba. Les formations de la plaine sont composées essentiellement d'alluvions actuelles, à l'exception de la partie de Ain Nechma où l'on rencontre de basses terrasses rharbiennes (IN METLLAOUI, 2010).

1.2.3. *Hydrologie*

Le réseau hydrologique est essentiellement constitué de 2 grands oueds : l'Oued El Kebir et l'Oued Magroune. Le premier est l'un des plus importants aussi bien en longueur qu'en volume, sa largeur varie entre 20 et 50 m. Il débouche sur la plage de la Marsa en Mer Méditerranée. Huit autres oueds de moindre importance complètent le réseau hydrologique de la plaine. Trois bassins versants départagent cette zone (BOUMEZBEUR, 2002).

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

- ✪ À l'Ouest, l'alimentation se fait à partir du massif de bordure (Djebel Safia et Sanhadja) et convergent vers Garaet et Oued Dissia qui s'écoulent vers la mer au Nord.
- ✪ À l'Est, l'écoulement se fait au centre du massif dunaire de bordure vers Garaet Moussissi et l'Oued El Kebir à l'Ouest.
- ✪ Dans la région de Dem El Begret l'écoulement se fait à partir du massif de bordure Djebel Safia vers Garaet Seberka.
- ✪ Dans la région de Ben Azzouz, les eaux viennent du massif de Boumaïza et le centre du massif dunaire, il se dirige vers l'Oued El Kebir (METALLAOUI, 2010).

1.3. Les principales zones humides de l'Eco-complexe de Guerbes Sanhadja

Le complexe de Guerbes Sanhadja renferme 31 sites humides (METLLAOUI, 2010) dont les principaux sont décrits ci –dessous

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

C'est un marais temporaire, qui s'étend sur une surface d'environ 70 ha maintenu par la pluviosité, les cours d'eau et les infiltrations des montagnes de Boumaïza, situées à la partie Nord–Nord-Est. La plaine occupée par ce marais est franchie par une dépression Sud-Est–Nord-Est vers Oued El-Kebir. Cette dépression était probablement tributaire d'un lit d'oued (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

La composition des dépôts alluviaux a entraîné la formation de sols salés impropres à l'agriculture (IN MERZOUG, 2009).

Le marais présente une végétation diversifiée les hydrophytes recouvrant à 50% le plan d'eau sont représentées par *Callitriche stagnalis*, *Ceratophyllum demersum*, *Lemna minor*, des Renonculacées (*Ranunculus baudotii*, *Ranunculus trichophyllus* par des potamogeton (*Potamogeton nodosus potamogeton pectinatus*). Les amphiphytes sont principalement représentées par *Alisma plantago aquatica* dont le recouvrement est de 50%, des juncacées (*Juncus subnodulosus*, *Juncus subulatus*), des Cypéracées (*Cyperus longus*), des Scirpes (*Scirpus lacustrus*, *Scirpus maritimus*) des Typhacées (*Typha angustifolia*). Les oiseaux d'eau qui fréquentent le marais sont *Bubulcus ibis*, *Ciconia ciconia* (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

1.3.2. Garaet Sidi Lakhdar (36°54'780 N, 7°12'055 E)

Ce site occupe une superficie d'environ 25 ha situé dans la prolongation des marais mentionnés plus haut (incluant Garaet Nouar Ezzouaoua) au Nord-Ouest, dans une dépression avec le même substrat. Bien que, les eaux de Garaet Hadj Tahar coulent vers Oued El-Kebir, les eaux de ce site coulent vers la mer. Il est dominé au Sud -Ouest par Djebel El Foul, et à l'Ouest par Djebel Filfila, et au Nord-Ouest par des dunes dont l'altitude moyenne est de 50m. Parmi la végétation, nous rencontrons des hydrophytes comme (*Callitriche stagnalis*, *Ceratophyllum demersum*, *Lemna minor*, *Lemna gibba*, *Potamo geton crispus*. Autour de la Garaet, nous avons des Alismacées (*Alisma plontago aquatica*, *Carex muricata*, *Cyperus*

longus). Les juncacées sont représentées par *Juncus conglomeratus* et *Juncus heterophyllus* dont le recouvrement peut aller jusqu'à 60%. Du point de vue avifaunistique, la Garaet de Sidi Lakhdar est fréquentée par les Hérons garde boeufs (*Bubulcus ibis*), la Gallinule poule d'eau (*Gallinula chloropus*) et le Martin pêcheur (*Alcedo atthis*) et également la présence de Copépodes (*Copidodiaptomus numidicus*, *Macrocylops albidus*, *Eucyclops serrulatus*), des Cladocères. Les poissons sont représentés par *Phoxinellus punicus* (IN METALLAOUI, 2010).

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

Cette Garaet occupe une surface d'environ 260 ha. Elle est située dans la rive gauche d'Oued El-Kebir. Elle s'étend entre les dunes de Guerbes du côté Ouest et les rives de Oued El-Kebir du côté Est. Le substratum est formé par le sédiment et le sable dunaire (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

La végétation submergée est dominée par (*Callitriche stagnalis*, *Potamogeton trichoides*). Les Alismacées représentées par (*Alisma plantago-aquatica*) dont le recouvrement total ne dépasse pas les 25%. Les amphiphytes sont représentées également par le (*Carex divisa*, *Iris pseudoacorus*, *Cyperus longus*, *Juncus tenageia*, le *juncus bulbosus*, des Scirpes (*Scirpus lacustris*, *Scirpus maritimus*) et des Typhas (*Typha angustifolia*) (IN METALLAOUI, 2010).

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

Ces sites sont remarquable pour ses aulnes et ses marais, il occupe une surface de 280 ha, il est localisé à l'Ouest du mont de l'Edough du côté gauche d'Oued El Kebir, Thomas (1975) est le seul scientifique qui a donné une petite description du site. L'Aulne de Demnat Ataoua et le marais de Garaet Lemsouessa adoptent en général la direction Nord-Ouest–Sud-Est. Il est localisé sur des cours d'eau de la dépression dunaire. Le marais constitue une zone particulière d'aulnaie dans la plaine alluviale d'Oued El -Kebir. La texture du sol est sableuse dans le Nord-Ouest en raison des dépôts dunaire, et devient graduellement argileuse dans le Sud-Est à cause des dépôts alluviaux de Oued El -Kebir. Ce marais alimenté par deux oueds (Oued Ras El Ma et Oued El Kebir) qui trouvent leurs sources à la base des dunes (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

Cinq espèces d'hydrophytes recouvrent le plan d'eau dont les plus importants du point de vue recouvrement nous notons les *Callitriche stagnatilis*, *Lemna minor*, *Potamogeton trichoides*, 38 espèces d'hydrophytes dominée par la famille des Juncacées nous notons *Juncus acutus*, *Juncus anceps*, *Juncus bufonius*, *Juncus bulbosus*, *Juncus conglomeratus*, *Juncus heterophyllus*, *Juncus maritimus*, *Juncus pygmaeus*, *Juncus subnodulosus* et *Juncus tenageia*. Des Typhas (*Typha angustifolia*) et des Scirpes (*Scirpus maritimus*). La végétation qui entoure la Nechaa est diversifiée, nous rencontrons le *Rubus ulmifolius*, *Alnus glutinosa* présent à pratiquement 100%. Le Busard des roseaux (*Circus aeruginosus*) est l'unique représentant de l'avifaune aquatique dans ce site (IN METALLAOUI, 2010).

1.3.5. Lac Sidi Fritis (36°53'975 N, 7°17'437 E)

Ce Lac occupe une surface d'environ 40 ha. Il est localisé dans une dépression inter dunaire, orientée Nord-Ouest–Sud-Est, il est alimenté par les eaux souterraines dunaires au Nord-Ouest, et par plusieurs sources dunaires à l'Ouest et à l'Est. Il est composé par deux unités : une broussaille marécageuse d'environ 26 ha, situé au Nord-Ouest et un petit lac de 13 ha situé dans le Sud-Est. Il est souvent sec en été, à cause du pompage d'eau pour l'irrigation. Sa profondeur n'excède pas les 1.5m. À l'Ouest, il est délimité par une dune dont la hauteur est de 57m et à l'Est par un pré sec localisé au pied d'une autre dune de 28 m de hauteur (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

L'éloignement de cette Garaet a favorisé sa présentation ce qui explique sa grande richesse floristique (IN MERZOUG, 2009).

Elle présente une végétation très diversifiée recouvrant plus de 90% du lac. Le cortège floristique du site est constitué principalement de *Callitriche stagnalis*, *Callitriche truncata*, *Ceratophyllum submersum*, *Chara sp*, *Myriophyllum alterniflorum*, *Nymphaea alba*, *Ranunculus baudotii* et *Ranunculus hederaceus*. Dans le plan d'eau, nous constatons des formations émergentes de *Cyperus flavescens*, *Cyperus fuscus*, *Cyperus longus*, *Iris pseudo-acorus*, des Juncacées comme *Juncus anceps*, *Juncus bufonius*, *Juncus bulbosus*, *Juncus heterophyllus*, *Juncus maritimus*, *Juncus subnodulosus*, *Juncus subulatus* et *Juncus tenageia*, des phragmites *Phragmites australis* des Renonculacées *Ranunculus flammula* et *Ranunculus ophioglossifolius*, des Scirpes représentées par *Scirpus cernuus*. La ceinture végétale qui entoure le lac est formée principalement d'*Alnus glutinosa*, *Fraxinus angustifolia*, *Rubus ulmifolius*, *Salix alba*, et *Salix pedicellata* (IN METALLAOUI, 2010). Du point de vue avifaunistique, nous notons la fréquentation de ce lac par les Hérons garde-boeufs (*Bubulcus*

ibis), Grèbe castagneux (*Tachybaptus ruficollis*), la Cigogne blanche (*Ciconia ciconia*) et le Goéland leucophée (*Larus michahellis*) (METALLAOUI, 2010).

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

Ce marais occupe une surface d'environ 50 ha. Orienté Nord-Ouest–Sud-Est. En Nord- Ouest, alimenté par les eaux dunaires souterraines et les dépressions ouvertes vers le Sud-Est, près de la plaine alluviale de Oued El -Kebir. Il y a une continuité avec Garaet Sidi Makhoulf. Le substratum est constitué, en Nord-Ouest par le sable dunaire mélangé avec la tourbe. Ce sol est remplacé en Sud-Est par une boue argileuse de la plaine. Le Nord-Ouest est entièrement occupé par l'aulne, plus ou moins fixé en dune (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

Au Sud-Est, le marais suit une petite pente vers l'eau libre, temporaire ou non, selon la pluviosité annuelle et la pression du pompage de l'eau. Plus de 50 espèces végétales ont été recensées, parmi lesquelles nous trouvons des hydrophytes comme *Ceratophyllum demersum*, *Lemna gibba*, *Myriophyllum spicatum*, *Polygonum senegalense*, *Potamogeton lucens* occupant plus de 75% du plan d'eau, une ptéridophyte rare, *Salvinia natans*, *Utricularia vulgaris* et *Wolffia arrhiza*. Parmi les hygrophytes, nous avons des Cyperacées *Cyperus longus* des Juncacées, *Juncus acutus* et *Juncus subulatus* Nous constatons d'autres formations émergentes de *Galium palustre*, *Glyceria fluitans*, *Iris pseudoacorus*, de phragmites *Phragmites australis*, des Scirpes *Scirpus lacustris* et *Scirpus maritimus* et des Typhas *Typha angustifolia*. Des forêts d'Aulne glutineux recouvrent le sol à 50%, nous rencontrons aussi des *Fraxinus angustifolia*, *Populus alba*, *Rubus ulmifolius*, et du *Tamarix gallica* (IN METALLAOUI, 2010). Du point de vue avifaunistique fréquentant ce site sont principalement la Cigogne blanche, la Gallinule poule d'eau, le Busard des roseaux et la Foulque macroule (METALLAOUI, 2010).

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

Elle occupe une superficie d'environ 50 ha. Le substratum et la situation géomorphologique de la Garaet sont identiques à ceux de Garaet Chichaya. Toutes les deux constituent une unité simple, orienté du Nord-Ouest au Sud-Est vers la plaine alluviale (IN MERZOUG, 2009; IN METALLAOUI, 2010).

102 espèces végétales sont dispersées entre les prairies humides, les prairies sèches, les marais et les sites à eau ouverte. L'avifaune est remarquablement représentée par le

Fuligule nyroca (*Aythya nyroca*) qui, probablement se reproduit quand le site ne s'assèche pas rapidement. La poule sultane (*Porphyrio porphyrio*) est une autre espèce qui se reproduit à Garaet Sidi Makhlouf. D'autres oiseaux aquatiques colonisent ce site nous avons le Fuligule milouin (*Aythya ferina*), la poule d'eau (*Gallinula chloropus*), la Cigogne blanche, le Busard des roseaux, la Foulque macroule, l'Aigrette garzette (*Egretta garzetta*), le Héron garde-boeuf, le Héron cendré (*Ardea cinerea*), le Héron crabier (*Ardeola ralloides*) et le Grèbe castagneux (*Tachybaptus ruficollis*). Concernant la végétation, nous citons certains amphiphytes comme *Callitriche stagnalis*, *Lemna gibba*, *Lemna minor*, *Nymphea alba* recouvrant 25% de la superficie du plan d'eau, des renonculacées *Ranunculus baudotii*, *Ranunculus tricophyllus*, *Salvinia natans*, *Urticularia vulgaris*, *Wolffia arrhiza*. Le cortège floristique du site est constitué principalement d'*Alisma plantago-aquatica*, *Apium nodiflorum*, *Iris pseudo-acorus*, de Juncacées, *Juncus capitatus*, *Juncus heterophyllus*, de Scirpes *Scirpus cernuus* et *Scirpus lacustris*. Une espèce rare de Neuroptera *Lertha barbara* trouvée uniquement dans ce site de tout le complexe de Guerbes-Sanhadja (IN METALLAOUI, 2010).

1.3.8. Garaet Tacha (36°51'979N, 7°23'587E)

Un marais étroit de 0.5 hectares situé dans une petite vallée alimenté par un ruisseau qui s'ouvre par intermittence vers Oued El Aneb. La sous-strate est constituée de schiste argileux comme les collines du sud-est. La Garaet est orientée Sud-Est–Nord-Ouest. Malgré sa petite superficie, le nombre d'espèces végétales recensées est de 33 espèces. Comme *Callitriche stagnalis*, *Ranunculus baudotii*, *Alisma plantago aquatica*, *Cyperus longus*, *Eleocharis palustris*, *Glyceria fluitans*, *Juncus anceps*, *Juncus tenageia*, *Scirpus lacustris* et *Scirpus maritimus*. Concernant l'avifaune aquatique, nous notons la présence du Héron cendré et de la Cigogne blanche (IN METALLAOUI, 2010).

1.3.9. Garaet Ain Nechma (36°48'837N, 7°16'728 E)

Garaet Ain Nechma est un ensemble de mares et de marais dont la superficie atteint 18 hectares, dans le passé, elle était tributaire à Oued Maboun, située dans la plaine alluviale au Sud de Ben Azzouz. Elle est alimentée par de nombreux ruisselets ainsi que par les débordements de l'Oued. Le plan d'eau et les prairies humides abritent en totalité 35 espèces végétales nous citons *Callitriche stagnalis*, *Alisma plantago aquatica*, *Alopecurus bulbosus*, *Carex divisa*, *Cyperus longus*, *Eleocharis palustris*, *Glyceria fluitans*, *Juncus acuta*, *Scirpus*

lacustris, *Scirpus maritimus*, *Pistacia lentiscus*, *Populus alba* et *Tamarix gallica*. L'avifaune aquatique est représentée par le Busard des roseaux, la foulque macroule, le grèbe castagneux, le Héron et le Fuligule nyroca (IN METALLAOUI, 2010).

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

Ce site s'étend sur une surface d'environ de 75 ha. Elle est constituée exclusivement presque d'aulne. Elle est ouverte vers la plaine alluviale d'Oued El -Kebir. Elle présente une largeur de 200 à 300 mètres et une longueur de 3 à 4 km. Ces aulnes s'alimentent par les petits courants d'eau d'Oued El -Kebir. Le substratum de ces aulnes est formé exclusivement de la tourbe du sable, à cause de l'abondance de la matière organique laissée par cette forêt humide. Ce plan d'eau est pauvre en végétation aquatique elle se limite à *Callitriche stagnalis* dont le recouvrement varie d'un endroit à un autre et peut aller de 0% jusqu'à 60%. Par contre les amphiphytes sont mieux représentées 16 espèces sont recensées parmi lesquelles, nous notons le *lycopus europaeus*, *Lythrum junceum*, *Nasturium officinale*, *Polygonum lapathifolium*, *Ranunculus sceleratus*, *Rumex conglomeratus* et *veronica anagallis aquatica*. Le climat et le substratum tourbeux de la plaine ont favorisé la formation de forêts d'Aulne glutineux (*Alnus glutinosa*), le cortège floristique entourant ce site est formé également d'*Arum italicum*, *Rubia peregrina*, *Rubus ulmifolius* et de *Mentha suaveolens*.

3 espèces d'Ostracodes sont présents dans ce plan d'eau à savoir *Candonopsis*, *Cypria ophthalmica* et *Cypris bispinosa* (IN METALLAOUI, 2010).

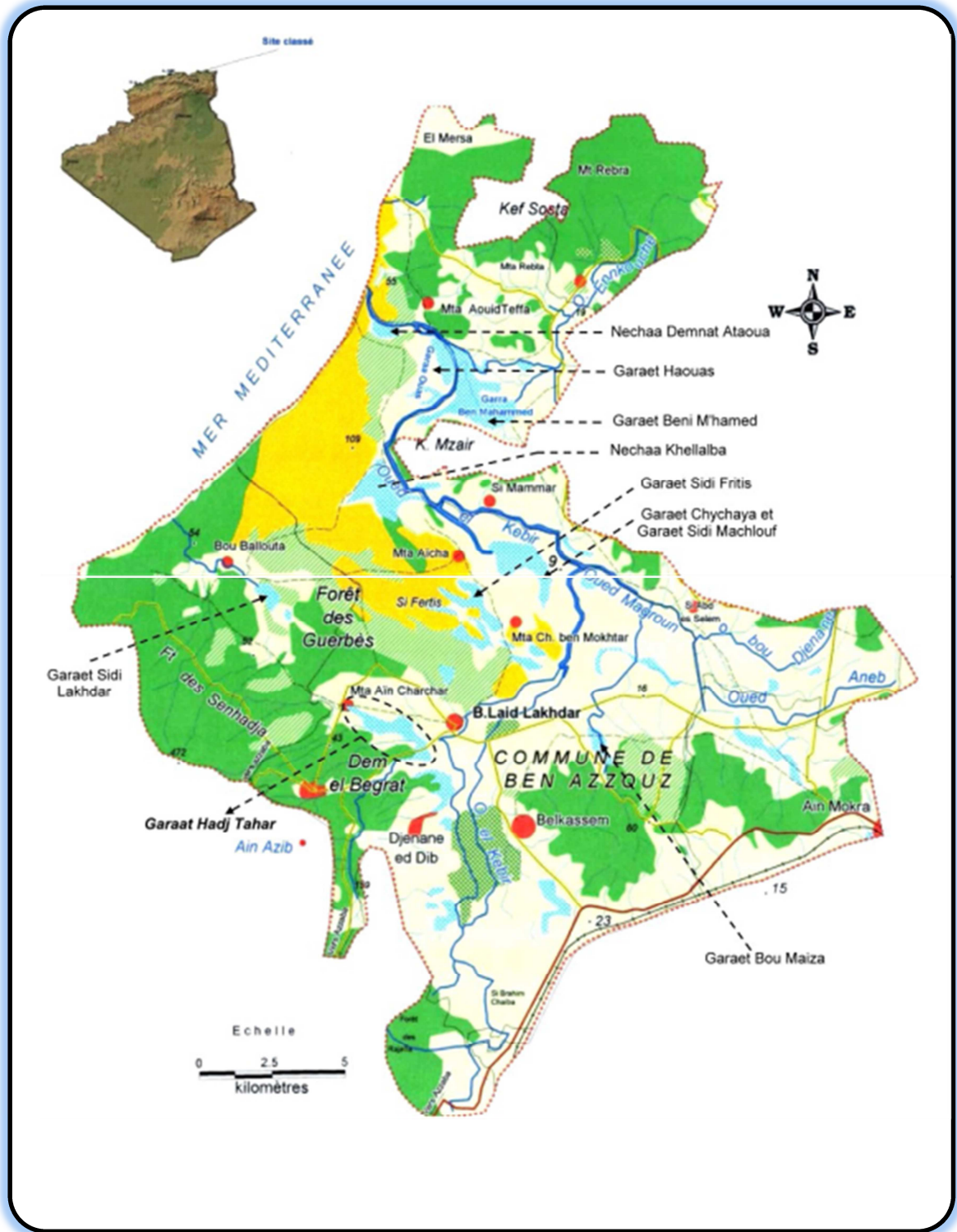


Figure 1-3. Les principales zones humides du complexe de Guerbes-Sanhadja (BOUMEZBEUR, 2002).

1.4. Présentation des zones d'étude

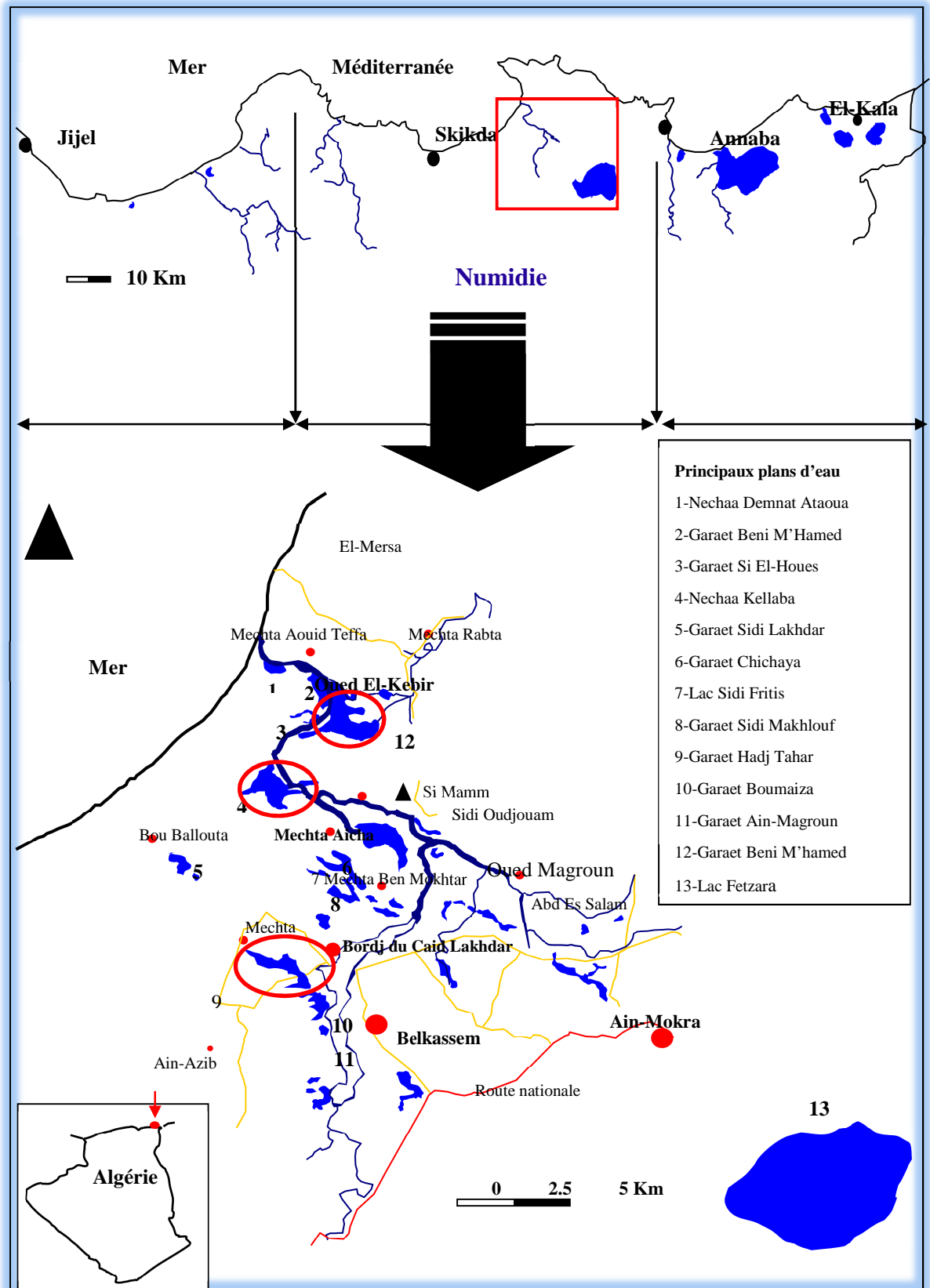


Figure 1-3. Localisation des sites d'étude (METALLAOU, 2010).

Nous avons effectuées une étude de la qualité bactériologique et physico-chimique de l'eau de trois sites choisis de l'éco-complexe des zones humides de Guerbes Sanhadja (*Figure 1-3*).

- ✪ **Garaet Hadj Tahar.**
- ✪ **Garaet Lemsouessa**
- ✪ **Garaet Beni M'hamed.**

1.4.1. Présentation du site d'étude N°1 « Garaet Hadj Tahar »

Garaet Hadj-Tahar (*Figure 1-4*) (commune de Ben-Azouz), Il fait partie du complexe de Guerbes-Sanhadja, est un étang côtier de 112 ha désigné comme site Ramsar depuis le 2 février 2001. Ce plan d'eau douce situé à une vingtaine de kilomètres de la Méditerranée présente une forme ovale très allongée (**METALLAOUI, 2009; 2010**)

Les terres entourant le site sont exclusivement utilisées par les riverains pour les cultures maraîchères. La profondeur moyenne de l'eau varie entre 0,8 et 1,20 m ; elle augmente subitement suite aux pluies torrentielles, du fait que la Garaet constitue une cuvette alimentée par les ruissellements des eaux de pluie depuis les montagnes environnantes. Elle peut rester ainsi tout le long de l'année malgré l'évaporation d'été et le pompage local intensif (**METALLAOUI, 2010**).

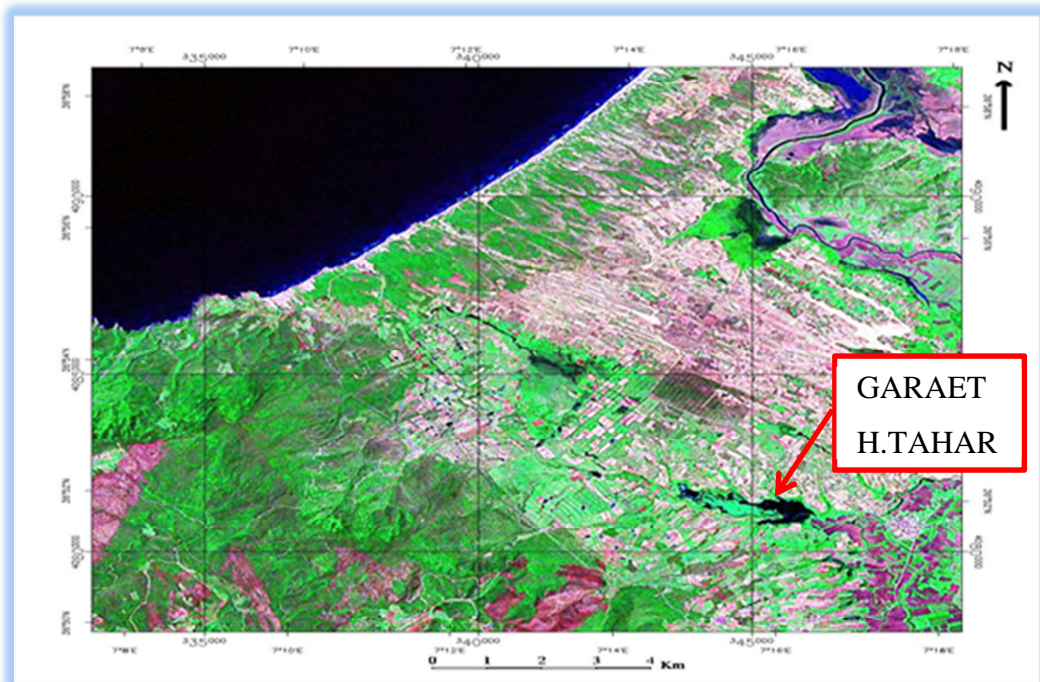


Figure 1-4. Image satellite de Garaet Hadj Tahar (Mosaique LANDSAT, N-32-35). (MERZOUG, 2009)

1.4.1.1. Coordonnées géographiques

Garaet Hadj Tahar 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.

1.4.1.2. La flore

La végétation est abondante et diversifiée, comprenant des espèces rares en Algérie. Les massifs de *Nymphaea alba*, *Typha angustifolia*, *Phragmites australis*, *Scirpus maritimus*, *S. lacustris*, *Iris pseudoacaurus* occupent 60 à 70 % de la superficie totale du plan d'eau ; une ptéridophyte rare (*Salvinia natans*) est également présente. La Garaet est bordée d'une ceinture de végétation composée principalement de *Juncus acutus*, *J. maritimus*, *Olea europea*, *Asphodelus aestivus*, *Rubus ulmifolius* ainsi que de pelouses graminéennes dominées par *Cynodan dactylon* et *Paspalum distichum* (IN METALLAOUI, 2010). (Voir annexe 2)

1.4.1.3. La faune

✪ L'avifaune aquatique de Garaet Hadj Tahar

Garaet Hadj Tahar est un milieu propice pour de nombreuses espèces d'oiseaux aquatiques. Sa richesse avifaunistique est estimée cependant à 53 espèces appartenant à 15 familles. (METALLAOUI & HOUHAMDI, 2008). (Voir l'annexe 2)

✪ L'odonatofaune

Garaet Hadj Tahar 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 (IN MERZOUG, 2009). (Voir annexe 2)

✪ Les vertébrés

Grâce à la végétation luxuriante et diversifiée de Garaet Hadj Tahar, de nombreux animaux y trouvent refuge, la genette (*Genetta genetta*), les grenouilles (*Rana ridibunda*) et les tortues (*Mmauremys leprosa*), ont été observés à plusieurs reprises dans cette Garaet. Le plan d'eau abrite plusieurs espèces de poissons, dont *Gambusia affinis* (IN MERZOUG, 2009).

10\03\2013



Figure 1-5. Photo de Garaet Hadj Tahar (Par: KOUTI A)

10\03\2013



Figure 1-6. Photo de Garaet Hadj Tahar (Par: KOUTI A)

1.4.2. Présentation du site d'étude N°2 « Garaet Lemsouessa »

Ce site est un marais saisonnier (SAMRAOUI & SAMRAOUI, 2008). S'étend sur une surface d'environ 300 ha (M.A.T.E., 2002).

Elle est constituée exclusivement presque d'aulne. Ce forêt marécageux d'eau douce est ouvert vers la plaine alluviale d'Oued El Kebir. Ces aulnes s'alimentent par les petits courants d'eau d'Oued El -Kebir. Le substratum de ces aulnes est formé exclusivement de la tourbe du sable, à cause de l'abondance de la matière organique laissée par cette forêt humide.

Garaet Lemsouessa est une zone d'élevage subit de défrichement intense et menacée par l'érosion éolienne et par l'avancée des dunes (M.A.T.E., 2002).

1.4.2.1. Coordonnées géographiques :

Garaet Lemsouessa se situe entre :

Latitude de 36°55'132 N.

Longitude de 7°15'780 E

1.4.2.2. La flore

Ce plan d'eau est pauvre en végétation aquatique elle se limite en:

Jonc, Iris Jaune, *Aulne Glutineux*, *Typha* (M.A.T.E, 2002).

1.4.2.3. La faune :

Les espèces dominantes dans ce plan d'eau sont :

- Mammifères : Hérisson, Mangouste, porc-épic.
- Amphibiens. Triton, Rainette.
- Reptiles. Tortue Grecque, Tortue clemmys.
- Oiseaux Existants : Héron Cendre, Cigogne Blanche (M.A.T.E, 2002).

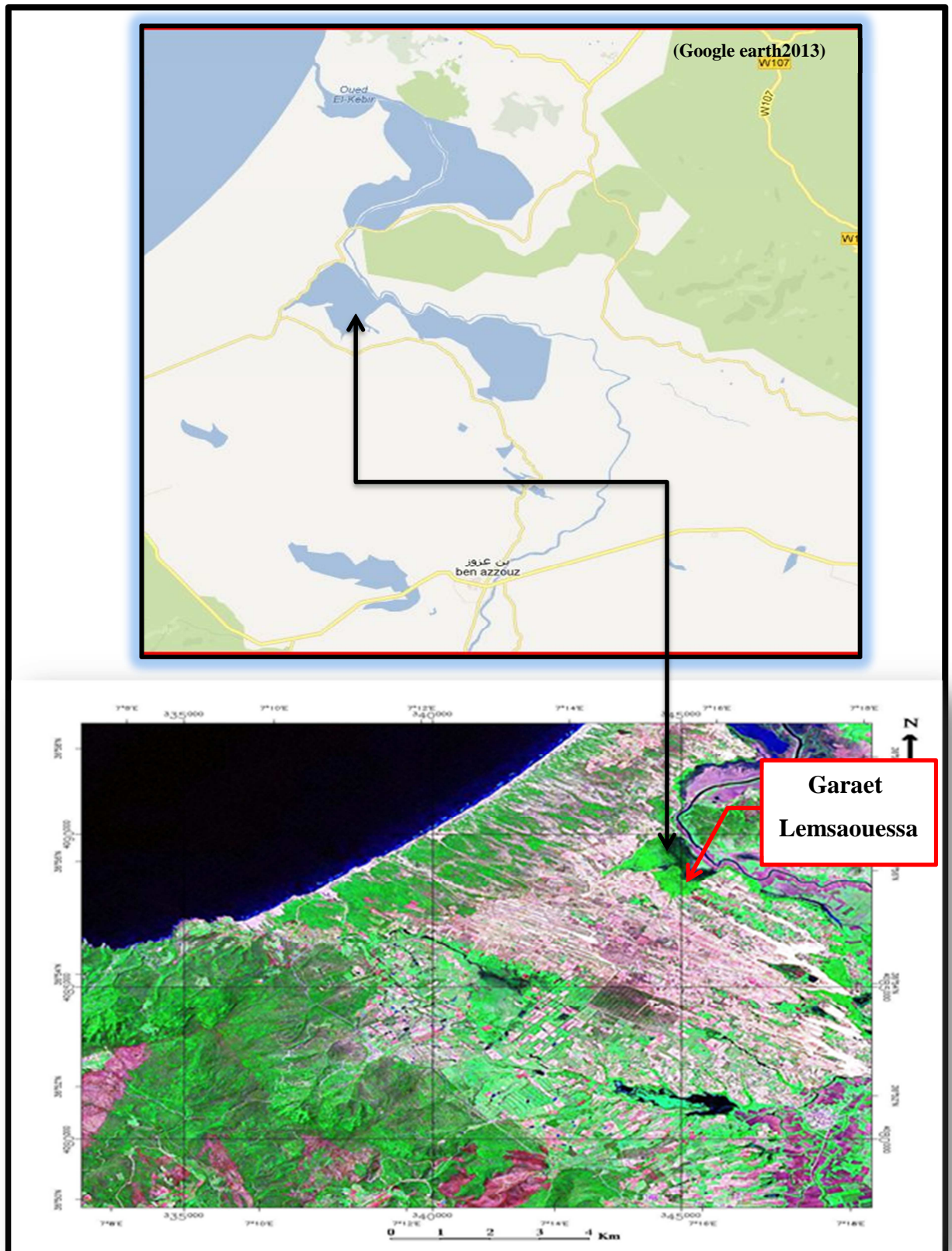


Figure 1-7. Image satellite de Garaet Lemaoussa (Mosaique LANDSAT, N-32-35).

(MERZOUG, 2009)

16\02\2013



Figure 1-8. Photo de Garaet Lemsouessa (Par: KOUTI A)

10\03\2012



Figure 1-9. Photo de Garaet Lemsouessa (Par: KOUTI A)

1.4.3. Présentation du site d'étude N° 3 « Garaet Beni M'hamed »

Ce marais salé occupe une surface d'environ 380 ha. S'étend près de l'estuaire d'Oued El-Kebir. Il est alimenté par l'inondation de cet Oued. Son sol est formé d'argile Numidien Il est dominé par des plantes halophytes (IN METALLAOUI, 2010; IN MERZOUG, 2009).

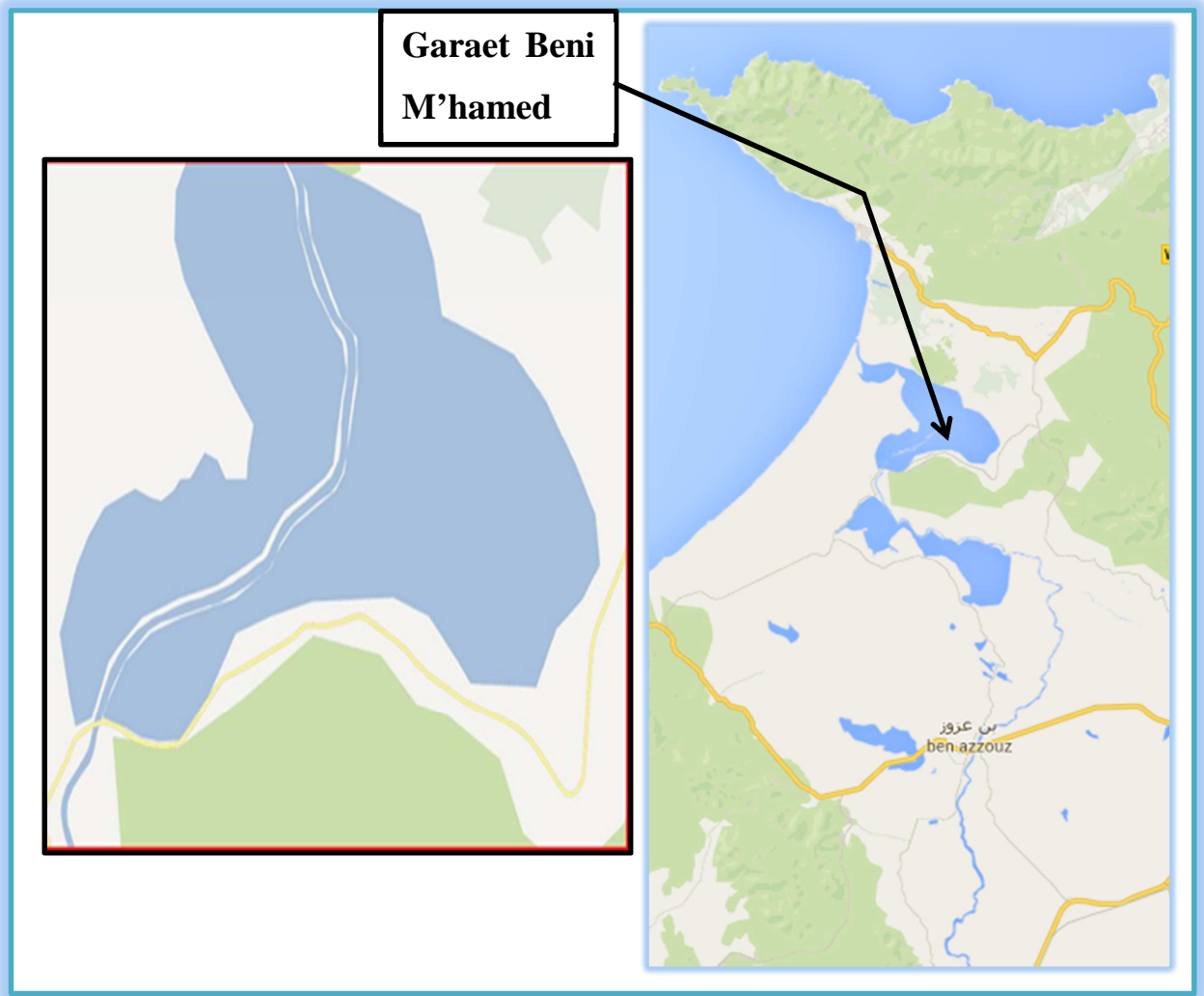


Figure 1-10. Image de Garaet Beni M'hamed. (GOOGLE MAPS, 2013)

1.4.3.1. Coordonnées géographiques

Garaet Beni M'hamed se situe entre :

Latitude de **36°57' N**.

Longitude de **7°16' E**.

1.4.3.2. La flore

La végétation de la Garaet est peu diversifiée, dans le plan d'eau nous constatons des formations émergentes de, *Juncus acutus*, *Oenanthe fistulosa* dont le recouvrement peut atteindre 50%. La Garaet est entouré de *Tamarix gallica* et de forêts de frênes *Fraxinus angustifolia* (IN METALLAOUI, 2010).

1.4.3.3. La faune

Les oiseaux d'eau qui fréquentent ce plan d'eau sont principalement les Hérons garde-bœufs (*Bubulcus ibis*), le Canard Siffleur (*Anas penelope*), le Canard Souchet (*Anas clypeata*) le Canard Pilet (*Anas acuta*), le Vanneau huppé (*Vanellus vanellus*), le Flamant rose *Phoenicopterus roseus*, le Tadorne de Belon *Tadorna tadorna*, la Spatule blanche *Platalea leucorodia* la Mouette rieuse (*Larus rudibundus*) et le Goéland leucophée (*Larus michahellis*) (IN METALLAOUI, 2010).



Figure 1-11. Photo de Garaet Beni M'hamed (Par: KOUTI A).



Figure 1-12. Photo de Garaet Beni M'hamed (Par: KOUTI A).

1.5. Étude climatique

Le climat des régions d'étude est du type méditerranéen pluvieux en hiver et sec en été.

Pour l'étude climatique des zones humides de Guerbes-Sanhadja (Numidie occidentale) et vue l'inexistence des stations météorologiques, les données viennent de la station météorologique de Skikda.

1.5.1. Données météorologiques de la station de skikda

Tableau 1-1. Les données climatiques de la région de skikda durant la période de 1997-2012 (SOURCE O.N.M., STATION METEOROLOGIQUE DE SKIKDA)

	Température «T» moyenne (C)			Précipitation (mm)	Humidité relative (%)	Vent Vitesse moyenne (m/sec)
	T Min (M)	T Moy (m)	T Max (M-m)			
Janvier	7,38	13,16	18,97	120,55	73,80	3,56
Février	7,20	13,02	17,43	106,78	70,32	3,49
Mars	8,50	15,51	22,59	68,43	69,38	3,34
Avril	11,27	17,74	24,90	54,76	84,53	3,17
Mai	14,62	20,58	27,69	45,98	70,37	2,80
Juin	17,60	25,25	31,20	13,74	67,18	2,75
Juillet	20,41	26,08	32,82	13,61	69,28	2,87
Août	20,99	27,21	33,45	16,53	66,43	2,80
Septembre	18,38	23,94	29,97	73,93	69,43	2,81
Octobre	15,47	21,73	28,46	63,77	67,95	2,96
Novembre	11,49	16,76	23,04	94,08	70,14	3,49
Décembre	8,10	14,06	20,16	123,84	71,16	3,98
Moyenne annuelle	7,20	19,59	33,45	66,33	70,83	3,17

1.5.2. Température

Les facteurs thermiques agissent directement en interaction avec d'autres, comme les facteurs météorologiques (précipitations, ensoleillement, vent, etc.) et biogéographiques, sur l'évaporation et par conséquent sur le déficit d'écoulement annuel saisonnier (AFFOUN, 2006)

Les données récentes disponibles au niveau de la station météorologique de Skikda pour la période 1997 à 2012, (moyennes mensuelles, maxima et minima, ainsi que les moyennes mensuelles des températures font ressortir des Oscillations thermiques très accusées, réparties sur deux périodes bien différenciées :

- ⊛ Une saison chaude qui s'étend de Mai à Septembre où les températures sont supérieures à 20°C.
- ⊛ Une saison froide d'Octobre à Avril où les températures sont inférieures à 20°C.

1.5.3. La pluviométrie

La pluviométrie est un facteur écologique fondamental pour le fonctionnement des écosystèmes (**IN LYZIDI, 2012**).

Les précipitations sont des données climatiques très variables dans l'espace et dans le temps (**GUYOT, 1999**).

Les pluies qui tombent en Algérie sont pour la plus part influencée par le relief, la tranche annuelle augmente dans une région donnée avec l'altitude. En effet la hauteur pluviométrique est donc déterminée par la direction des axes montagneux par rapport à la mer et aux vents humides (**METALLAOUI, 2010**).

La précipitation moyenne annuelle dans la région de Skikda est de 66,33 mm, le mois le plus pluvieux est le mois de Décembre avec une précipitation moyenne de 123,84mm, par contre le mois le plus sec est le mois de Juillet avec une précipitation moyenne de 13,61mm.

1.5.4. Les vents

La connaissance de ce paramètre est très importante dans la limite des propositions de l'irrigation pour une meilleure utilisation de la double ressource sols et eaux (**AFFOUN, 2006**).

La région de Skikda est très exposée au vent (**METALLAOUI, 2010**).

Les vents dominants hivernaux porteurs d'humidité issus des grandes dépressions atlantiques et générateurs de fortes précipitations sont du Nord-Ouest. Le creux de fréquence des vents du Nord-Ouest relativement constants tout au long de l'année est occupé par les vents du Nord-Est en période estivale (chaude) qui accompagnent les anticyclones de l'été

Pendant la saison estivale intervient également le sirocco. (**BELOUAHEM & AL, 2009; DE BELAIR, 2009**)

Selon les données climatiques de la station de Skikda La moyenne annuelle de la vitesse moyenne du vent est de 3,17 m/s.

1.5.5. L'humidité

Les valeurs de l'humidité moyenne mensuelle sur la période 1997-2012 sont élevées et relativement constantes le long de l'année.

Les moyennes mensuelle varient entre 67,18 % au mois d'Avril et atteint une valeur maximale de 84,53% au mois de Juin. Ceci est probablement dû aux formations marécageuses et lacustres de la région .À sa proximité de la mer et à sa couverture forestière importante et diversifiée (**METALLAOUI, 2010**).

1.5.6. Synthèse climatique

1.5.6.1. Diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gausсен

Il a franchi le temps à cause de sa simplicité et de son efficacité. Pour Gausсен, un mois est « sec » si le quotient des précipitations mensuelles P exprimées en mm, par la température moyenne T exprimée en °C, est inférieur à 2. La représentation sur un même graphique des températures et des précipitations moyennes mensuelles avec en abscisse les mois, permet d'obtenir les diagrammes pluviothermiques qui mettent immédiatement en évidence les périodes sèches et les périodes pluvieuses. Les échelles prises en ordonnée telles que 1 °C correspond à 2 mm de précipitations. On a une période sèche chaque fois que la courbe des températures passe au-dessus la courbe des précipitations et une période humide dans le cas inverse (**GUYOT, 1999**).

Le diagramme pluviothermique nous permet de remarquer deux saisons bien distinctes :

- ✪ Une saison chaude qui s'étend de mai à septembre où les températures sont supérieures à 20°C.
- ✪ Une saison froide d'octobre à Avril où les températures sont inférieures à 20°C.

(Figure 1-13)

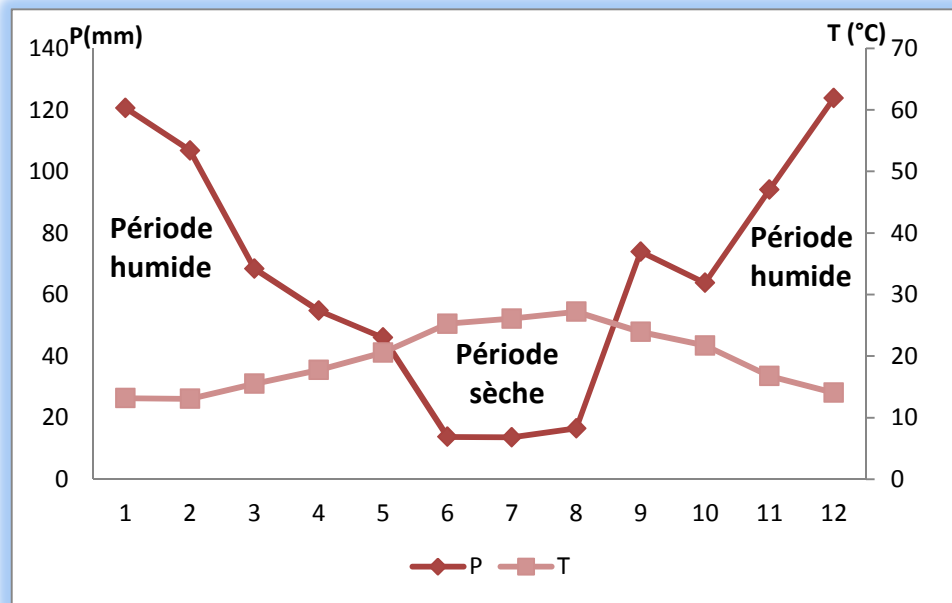


Figure 1-13. Diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gaussen.

1.5.6.2. Quotient pluviométrique d'Emberger

Il est destiné à caractériser le climat méditerranéen et ses nuances. En effet, Emberger 1930 a remarqué que dans les régions méditerranéennes, l'amplitude thermique annuelle est un facteur important de la répartition de la végétation.

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

P = pluviosité annuelle (en mm).

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

m = moyenne des températures minima du mois de plus froid. (K°)

Cette formule, établie par EMBERGER, combinant trois facteurs climatiques primordiaux (moyenne des températures extrêmes, précipitation et valeur de l'évaporation grâce à l'amplitude extrême (M-m)

Le climagramme d'EMBERGER comporte la moyenne des minima du mois le plus froid "m" en abscisse et le quotient pluviothermique "Q2" en ordonnée.

Il est également subdivisé en zones correspondant à divers étages bioclimatiques Méditerranéens et unités pédologiques

L'interprétation du quotient pluviométrique nécessite l'emploi d'un abaque dû à Sauvage, permet de placer une station dans l'une des cinq classes de climat méditerranéen (GUYOT, 1999).

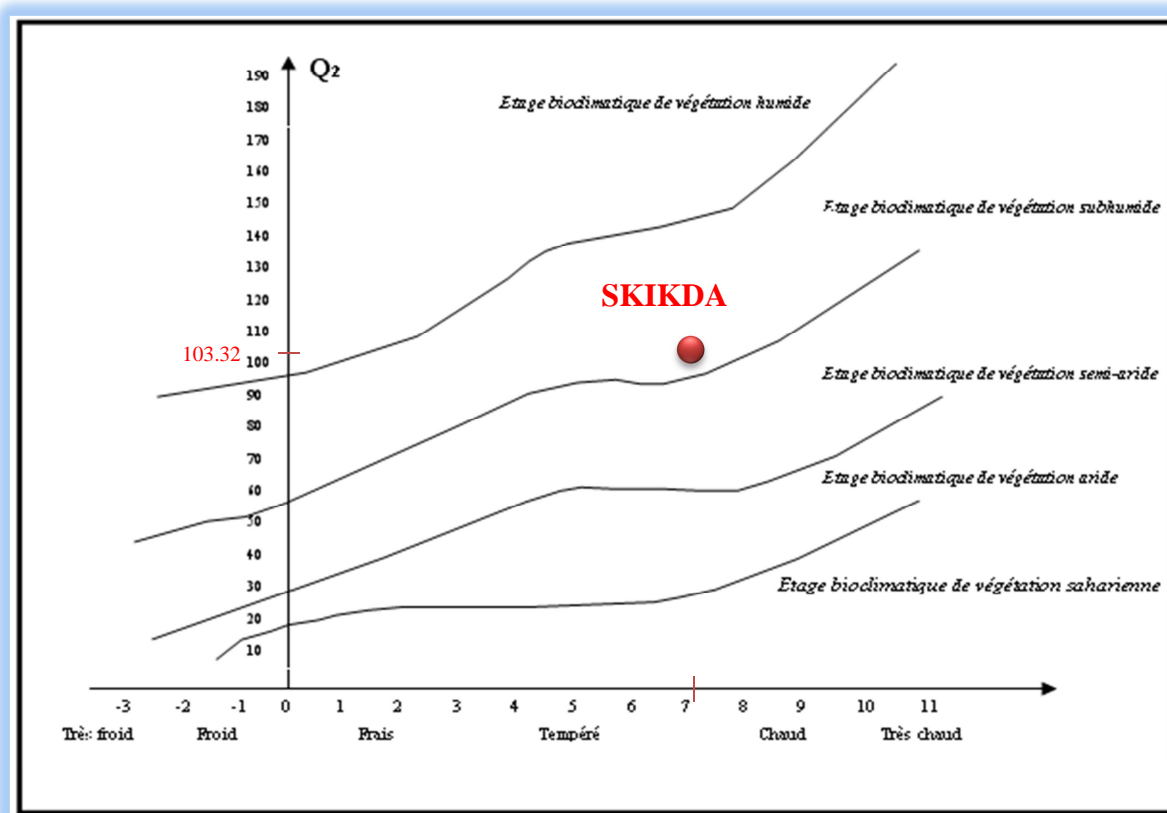


Figure 1-14. Situation de la région de Skikda dans le climagramme d'Emberger.

À partir des données du *Tableau 1-1* pour la région de Skikda, le Q_2 calculé est de 103,32. Selon le climagramme d'Emberger (*Figure 1-14*), la région de skikda est sous le bioclimat subhumide à hiver chaud.

La région de Guerbes-Sanhadja selon les facteurs climatiques se situe respectivement entre les étages bioclimatiques allant du subhumide tempéré à l'humide chaud. Ainsi la plus grande partie de la région de Guerbes-Sanhadja (zone Sud) a un été chaud et humide analogue à celui d'El Kala où l'humidité estivale est supérieure à 70%. Les températures élevées de l'été et l'humidité se conjuguent pour créer ici et là un véritable climat subtropical. Par contre, les conditions climatiques hivernales sont réunies pour créer un climat tempéré (BELOUAHEM & AL, 2009).

1.6. Exploitation des sites

Dans le complexe des zones humides de Guerbes Sanhadja, toutes les conditions sont réunies pour engendrer une riche biodiversité, cependant l'équilibre écologique de ces écosystèmes est menacé par l'impact de deux facteurs principaux :

Les changements climatiques défavorables et la diminution de la pluviométrie.

L'impact anthropique ; Urbanisation galopante, pratique de l'agriculture intensive, pollution par les engrais et les détergents, pacage et incendie, sablières, construction de routes, prélèvements d'espèces comme le laurier noble (*Laurus nobilis*) et la bourdaine (*Rhamnus frangula*) en voie de disparition. De ce fait, l'intégralité de la couverture végétale et de la faune qu'elle supporte ou abrite se trouve fragilisée.

1.6.1. L'agriculture et l'irrigation

Les terres qui entourent les sites d'étude du complexe sont exploitées par les agriculteurs pour la culture maraîchère (tomate, céréales, pastèque et melon). Le défrichement des terres forestières se pratique à grande échelle pour laisser place à des cultures saisonnières très prisées dans la région. Ceci provoque inexorablement l'érosion éolienne qui, compte tenu de la texture sableuse des sols, peut entraîner l'ensablement de toute la zone, y compris lacs et dépressions. Par ailleurs, compte tenu de l'existence de sables (de dunes continentales), des extractions anarchiques et parfois illicites sont opérées. Ceci risque, à long terme, de provoquer la déstabilisation d'une partie de la zone et provoquer des modifications du site.

Toutes les terres adjacentes aux zones humides sont le siège d'une agriculture, le plus souvent traditionnelle, spéculative et très exigeante en eau au plus fort de la saison sèche estivale. L'utilisation de motopompes entraîne une utilisation abusive de l'eau. Ce qui influe considérablement sur le niveau de l'eau à cause du croisement de la période d'irrigation et la saison sèche. L'équilibre minéral de l'eau est aussi perturbé suite à l'utilisation excessive des produits chimiques à des fins agronomiques.

1.6.2. Le pâturage

Les zones humides sont utilisées massivement pour le pâturage notamment en période sèche lorsque les niveaux d'eaux baissent. La zone d'étude est très riche en cheptel (ovins en particulier, caprins et en bovins), Non seulement que les troupeaux pâturent la végétation

autour des berges des sites, mais aussi les bovins pénètrent à l'intérieur du plan d'eau pour s'abreuvoir particulièrement en été.

1.6.3. *Le braconnage*

La diversité avifaunistique de la zone humide de Guerbes-Sanhadja attire de nombreux chasseurs et braconniers pendant et hors saison de chasse.



Figure 1-15. Pâturage au tour de Garaet Beni M'hamed
(Par: KOUTI A)



Figure 1-16. Les bovins pénètrent à l'intérieur de Garaet Beni M'hamed
(Par: KOUTI A)



*Figure 1-17. Pâturage au tour de Garaet Lemsouessa
(Par: KOUTI A).*

1.7. La pollution

La pollution résulte de l'introduction dans un milieu de substances conduisant à son altération. L'extension anarchique de l'agriculture (64% du territoire du daïra de Ben Azouz sont des terres agricoles) et l'utilisation excessive de produits phytosanitaires, ajoutés aux rejets d'eau usée de la Daïra de Ben Azzouz et des villages situés en amont sont des menaces connues à l'heure actuelle que ce soit pour le site lui-même ou à sa proximité.

1.7.1. Origine de la pollution

Suivant l'origine des substances polluantes, on distinguera :

1.7.1.1. La pollution domestique

Provenant des habitations, elle est en général véhiculée par le réseau d'assainissement. La pollution domestique se caractérise par :

- ✱ des germes fécaux.
- ✱ de fortes teneurs en matières organiques.
- ✱ des sels minéraux (azote, phosphore).
- ✱ des détergents.

1.7.1.2. La pollution agricole

Provenant des fermes ou des cultures, elle se caractérise par :

- ✪ de fortes teneurs en sels minéraux (azote, phosphore, potassium) provenant : des engrais, des purins et lisiers (élevage).
- ✪ la présence de produits chimiques de traitement (pesticides, herbicides...)

1.7.2. Conséquences de la pollution

Les conséquences d'une pollution peuvent être classées en trois catégories principales.

1.7.2.1. Conséquences écologiques

C'est-à-dire qui ont trait à la dégradation du milieu biologique. Les conséquences écologiques se mesurent en comparant l'état du milieu pollué par rapport à ce qu'il aurait été sans pollution. Ceci n'a rien d'évident, la pollution se traduisant parfois uniquement par l'accentuation d'un phénomène naturel.

D'une manière générale, les conséquences écologiques sont à considérer au travers de la réduction des potentialités d'exploitation du milieu (pêche, aquaculture, tourisme, promenade...), à court et long termes (**GAUJOUS, 1995**)

1.7.2.2. Conséquences esthétiques

Cette deuxième catégorie de conséquence, pour être la plus subjective, n'en est pas moins importante. Il s'agit de pollutions n'ayant pas de conséquences sanitaires ou écologiques importantes, mais perturbant l'image d'un milieu.

1.7.2.3. Conséquences agricoles

L'eau est, dans certaines régions, largement utilisée pour l'arrosage ou l'irrigation, souvent sous forme brute (non traitée). La texture du sol (complexe argilo humique), sa flore bactérienne, les cultures et le bétail, sont sensibles à la qualité de l'eau. De même, les boues issues du traitement des eaux usées pourront, si elles contiennent des toxiques (métaux lourds) être à l'origine de la pollution des sols. (**GAUJOUS, 1995**)

1.7.2.4. Conséquences sanitaires

Les conséquences sanitaires sont donc celles à prendre en compte en priorité. Elles peuvent être liées à l'ingestion d'eau, de poissons, mais aussi au simple contact avec le milieu aquatique (cas de nombreux parasites). À noter qu'il ne s'agit pas toujours de problèmes de toxicité immédiats, les conséquences sanitaires pouvant intervenir au travers de phénomènes complexes. La conséquence sanitaire d'une pollution est variable dans le temps en fonction de l'usage de l'eau : par exemple, la pollution d'une nappe non exploitée n'a aucune conséquence sanitaire immédiate, mais peut en avoir longtemps après si on utilise cette eau pour l'alimentation en eau potable (GAUJOUS, 1995)

Le tableau suivant représente quelques maladies d'origine hydrique

Tableau 1-2. Les principales bactéries responsables des pathologies (RODIER & AL, 2009)

Bactéries	Maladies induites	Indication de la recherche
<i>Aeromonas</i>	Gastro-entérite syndrome cholériformes	
<i>Clostridium perfringens</i>	Gastro-entérite	Contamination fécal peu spécifique
<i>Enterococcus</i>		Contamination fécal
<i>E.coli entérotoxiques et entéroinvasifs</i>	Gastro-entérite et autre maladies.	Contamination fécal
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Infections cutanés pneumopathie	
<i>Salmonella typhi et paratyphi</i>	Fièvre typhoïde	
<i>Salmonella typhimurium et Salmonella enteridis</i>	Gastro-entérite Infections systémiques	
<i>Shigella</i>	Gastro-entérite	
<i>Vibrio</i>	Choléra, gastro-entérites, infection cutané	
<i>Yersinia enterocolitica</i>	Gastro-entérite	
<i>Staphylococcus aureus</i>	Infections cutanés suppuratives	

1.8. Élaboration d'un plan de gestion intégrée du complexe de zones humides de Guerbes Sanhadja

Nonobstant toutes ces contraintes et lourdes menaces qui pèsent sur l'avenir de la zone, un projet international de gestion intégrée cofinancé par l'Etat algérien, le Programme des Nations unies (PNUD) et le World Wildlife Foundation (WWF) Initié en 2010, a été mis en place et s'inscrit dans le cadre général de la politique nationale pour la conservation des zones humides, de la biodiversité, du développement durable, de lutte contre la désertification ainsi que contre la pauvreté et l'exclusion. Selon la Direction des parcs nationaux et des groupements végétaux naturels, à la Direction générale des forêts (DGF), ce projet vise essentiellement la protection de l'environnement et des ressources naturelles du site par le développement d'instruments de planification permettant d'enrayer le processus de dégradation du biotope et du cadre de vie des biocénoses qui peuplent ces écosystèmes. On espérait qu'à la fin de ce projet, ce complexe de zones humides sera doté d'un système de gestion intégrée du sous bassin versant de la plaine humide de Guerbes-Sanhadja et de développer deux projets pilotes suite à l'identification des besoins réels des populations. Des ateliers de consultation pour l'élaboration d'un plan de gestion intégré du complexe de zone humide ont même été organisés dans la région.

CHAPITRE

2

2. MATERIEL ET METHODES

Dans ce deuxième chapitre, on s'intéresse de l'étude expérimentale effectuée. On présentant le matériel et les méthodes suivie pour la réalisation des analyses bactériologiques et physicochimique de l'eau.

Contenu

- 2.1. Prélèvement et Choix des stations d'étude.
- 2.2. Analyses physico-chimiques.
- 2.3. Analyses bactériologiques.

2.1. Prélèvement et choix des zones d'étude

2.1.1. Le choix des zones d'étude et stations du prélèvement

Notre étude se concentre principalement sur l'évaluation de la qualité bactériologique et physico-chimique de l'eau de quelques zones humides de l'éco-complexe de Guerbes Sanhadja wilaya de Skikda qui sont

- ✪ Site 1: Garaet Hadj Tahar.
- ✪ Site 2: Garaet Lemsoussa c'est un étang d'eau douce alimenté par l'oued El kebir.
- ✪ Site 3: Garaet Beni M'hamed c'est un marais salé, alimenté par l'inondation de l'oued El kebir. (Figure 2-1)

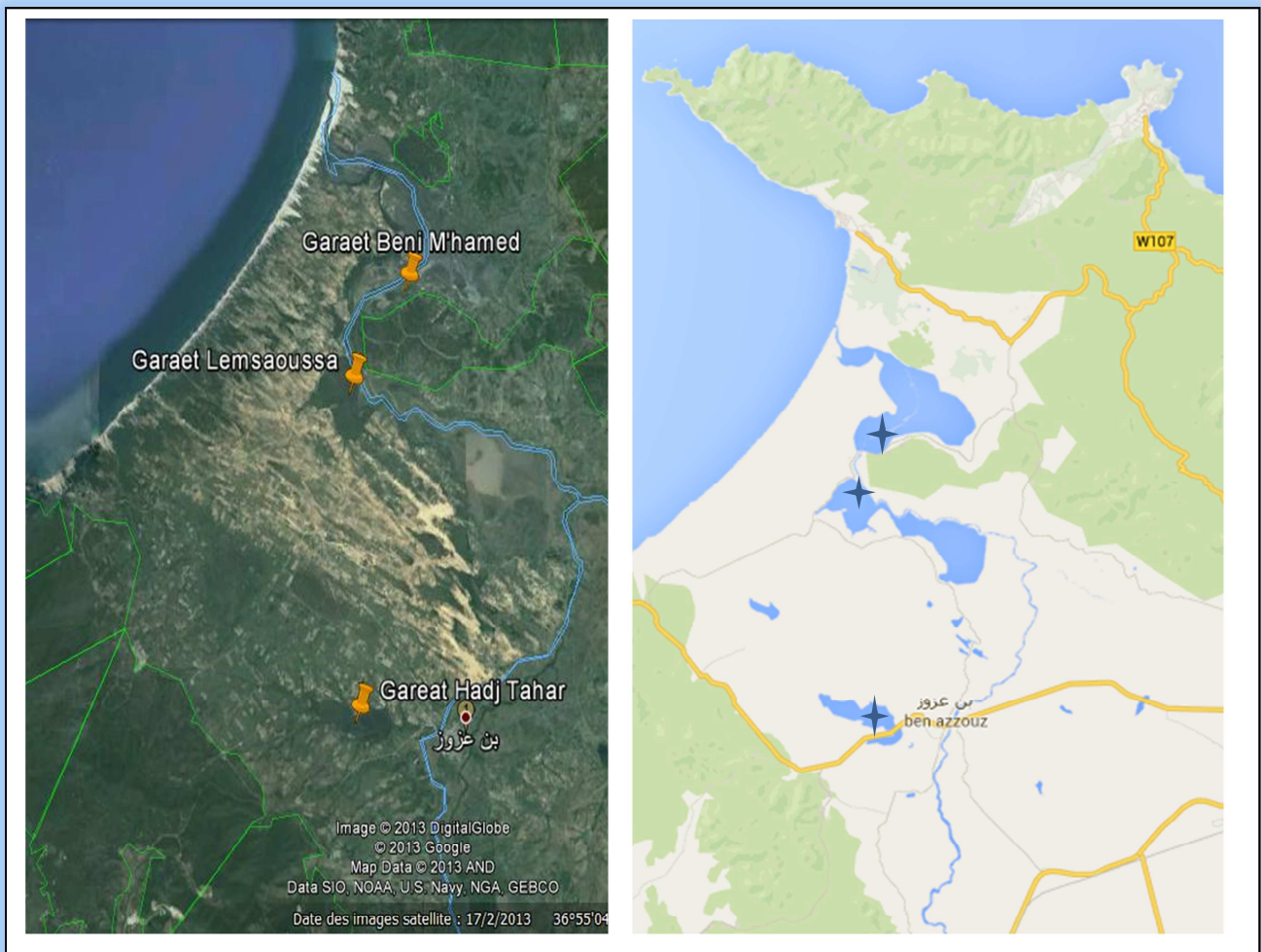


Figure 2-1. Situation géographique des zones d'étude (GOOGLE EARTH; GOOGLE MAPS, 2013).

Garaet Lemsouessa et Beni M'Hamed sont des zones inondables et instable le niveau de l'eau se change d'une manière importante avec les variations de la température et les précipitations (Figure 2-2) (Figure 2-3), par contre Garaet Hadj Tahar est plus stable. (Figure 2-4)

Les images ci-dessous montrent ces variations au cours du mois de décembre.



Figure 2-2. Les variations du niveau d'eau de Garaet Lemsouessa durant le mois de décembre.

(PAR: KOUTI A)



Figure 2-3. Les variations du niveau d'eau de Garaet Beni M'hamed durant le mois de décembre. (PAR: KOUTI A)



Figure 2-4. Les variations du niveau de l'eau de Garaet Hadj Tahar durant le mois de décembre. (Par: KOUTI A)

2.1.2. Présentation du point de prélèvement

Les Points de prélèvement des échantillons sont représentés dans les figures ci-dessous.



Figure 2-5. Premier point de prélèvement « Garaet Hadj Tahar » (GOOGLE EARTH, 2013).



Figure 2-6. Deuxième point de prélèvement « Garaet Lemsauessa »
(GOOGLE EARTH, 2013).



Figure 2-7. Troisième point de prélèvement « Garaet Beni M'hamed »
(GOOGLE EARTH, 2013).

Le tableau ci-dessous est représenté les coordonnées géographiques de ces points prélèvements

Tableau 2-1. Localisation du point de prélèvement

Les points de prélèvement	Coordonnées géographiques		Caractéristiques
	Latitude	longitude	
Le point 1	36°51'48.05"N	7°15'30.13"E	-Utilisation de l'eau pour l'irrigation des champs agricoles. -Zone de pâturage.
Le point 2	36°56'33.13"N	7°15'31.40"E	
Le point 3	36°57'28.74"N	7°16'34.76"E	

2.1.3. Prélèvements

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté; il conditionne les résultats analytiques et l'interprétation qui en sera donnée. L'échantillon doit être homogène, représentatif et obtenu sans modifier les caractéristiques physicochimiques de l'eau (gaz dissous, matières en suspension, etc.). (RODIER, 2005)

2.3.3.1. Période de prélèvement

Les prélèvements sont étalés sur la période hivernale et pendant 4 mois (à partir du mois de Décembre 2012 jusqu'au mois de Mars 2013) dans les 3 sites d'étude (Garaet hadj Tahar, Garaet Lemsouessa, Garaet Beni M'hamed); La fréquence d'échantillonnage a été d'un seul prélèvement par mois pour chaque station. (Tableau 2-2)

Au niveau de chaque station nous avons effectués un prélèvement d'eau pour l'analyse bactériologique et physico-chimique.

Tableau 2-2. Nature et périodes des prélèvements

Mois et date de prélèvement	Nature du prélèvement	Condition météorologique	Heure de prélèvement		Type des analyses effectuées	Remarques	
Prélèvement 1 Décembre 16/12/2012	Eaux	nuageux	S1	8h 20	Mesures in situ. Analyses physico-chimiques. Analyse bactériologiques.	/	
			S2	9h		La profondeur d'eau < 30 Cm	
			S3	9h 30		/	
Prélèvement 2 Janvier 13/01/2013		Beau ensoleillé	S1	8h 20		/	
			S2	9h 13		La profondeur d'eau < 30 Cm	
			S3	9h 36			
Prélèvement 3 Février 17/02/2013		Beau ensoleillé	S1	8h 20		Mesures in situ. Analyses physico-chimiques. Analyse bactériologiques.	/
			S2	9h 10			
			S3	9h 30			
Prélèvement 4 Mars 10/03/2013	Beau ensoleillé	S1	8h 19	/			
		S2	9h 10	La profondeur d'eau < 30 Cm			
		S3	9h 25	/			

2.3.3.2. Matériel et méthode de prélèvement

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté. Il conditionne les résultats analytiques, et l'interprétation qui en sera donnée. L'échantillon doit être homogène et représentatif.

✪ Pour l'analyse physico-chimique

L'emploi de flacons neufs en verre borosilicaté de préférence bouchés émeri ou le cas échéant avec des bouchons en polyéthylène ou en téflon ou bien des flacons en matière plastiques a utilisation unique (**LIGHTFOOT ET MAIER, 2002 ; RODIER, 2005**) .

Au moment du prélèvement, pour l'analyse physico-chimique, les flacons seront rincés 3 fois avec de l'eau à analyser puis remplis jusqu'au bord.

✪ Pour l'analyse bactériologique

Un examen bactériologique ne peut être valablement interprété que s'il est effectué sur un échantillon correctement prélevé, dans un récipient stérile, selon un mode opératoire précis évitant toute contamination accidentelle, correctement transporté au laboratoire et analysé sans délai ou après une courte durée de conservation dans des conditions satisfaisantes.

Les échantillons d'eaux doivent être prélevés dans des flacons en verres de 250 ml munis de bouchons à vis borosilicaté Avant l'usage, ces flacons doivent être soigneusement lavés, puis rincés car il ne doit rester aucune trace d'un éventuel détergent ou antiseptique. Ils sont ensuite séchés et stérilisés à l'autoclave 20 minutes à 120°C ou bien au four pasteur à 170°C pendant 1 heure (**RODIER, 2005**).

Les flacons doivent être remplis à une profondeur de 30 Cm et ne seront jamais complètement remplis afin de permettre l'homogénéisation de l'ensemble au moment de la mise en culture.

✪ Etiquetages des flacons

Respecter un protocole d'étiquetage des flacons afin de permettre une traçabilité sécurisant le suivi et l'identification en laboratoire.

La numérotation et l'étiquetage des échantillons de chaque prélèvements et doit être accompagné d'une fiche contient :

- ◆ Le nom du site et la date et l'heure du prélèvement.
- ◆ Origine de l'eau (source, lac, rivière, barrages ...etc.).
- ◆ Conductions météorologiques (Température, précipitation, vent, ...)
- ◆ Toute circonstance anormale doit être marquée (**RODIER, 2005**).

✪ **Transport et conservation**

Les échantillons d'eau prélevés risquent de subir des modifications après le prélèvement. C'est pour cela que toute analyse doit être effectuée le plus rapidement possible. L'évolution est d'ailleurs assez difficile à prévoir et dépend de nombreux facteurs : température, concurrence bactérienne des espèces présentes, composition chimique de l'eau.

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

2.2. Paramètres physico-chimiques

Les phénomènes de pollution se traduisent généralement par des modifications des caractéristiques physicochimiques du milieu récepteur.

Un des moyens d'étude de la pollution consistera donc à mesurer, par des analyses, ces caractéristiques (au niveau du rejet, du milieu naturel ou du milieu pollué).

Les techniques utilisées sont celles de la chimie analytique classique, complétées par des tests globaux spécifiques à l'étude de la pollution.

Les paramètres physico-chimiques sont facilement mesurables et qu'ils sont généralement utile de connaître. Ces paramètres peuvent être mesurés en continu par des sondes installées dans des stations d'observation de la qualité des eaux.

Pendant notre étude les mesures de la température et du pH ont été effectués in situ et remesurés au niveau du laboratoire, et les autres analyses ont été effectuées au niveau du laboratoire d'analyses physico-chimiques de la direction de l'observation national de l'environnement et de développement durable de la wilaya de Skikda.

2.2.1. La température

La température de l'eau, est un facteur écologique qui entraîne d'importantes répercussions écologiques. Elle joue un rôle très important dans l'augmentation de l'activité chimique ou bactérienne et de l'évaporation des eaux. En effet, la température de l'eau varie en fonction de la température extérieure (l'air), insolation, les saisons, de la nature géologique et de la profondeur du niveau de l'eau par rapport à la surface du sol (**MEKAIKIA & AL, 2007**).

La température agit sur la densité, la viscosité, la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissous, de même que sur les réactions chimiques et biochimiques, le développement et la croissance des organismes vivant dans l'eau et particulièrement les microorganismes (**MAKHOUKH, & AL, 2011**).

La température est mesurée à l'aide d'un pH Mètre pour mesure en profondeur avec sonde de température intégrée TA 197-pH-WTW.

2.2.2. Le potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH (potentiel hydrogène) est une des caractéristiques fondamentales de l'eau. Le pH donne une indication de l'acidité d'une substance. Il est déterminé à partir de la quantité d'ions d'hydrogène hydronium (H^+) ou d'ions hydroxide (OH^-) contenus dans la substance. Il résume la stabilité de l'équilibre établi entre les différentes formes de l'acide carbonique et il est lié au système tampon développé par les carbonates et les bicarbonates (**MAKHOUKH, & AL, 2011**).

Le pH est l'un des paramètres chimiques importants lorsqu'il s'agit de déterminer la qualité d'une eau. Les variations importantes du pH sont presque toujours la conséquence de rejets industriels (**CREPA, 2007**).

La méthode de mesure est basée sur l'utilisation d'un pH-mètre. Le pH-mètre est un voltmètre un peu particulier qui se caractérise par une très grande impédance d'entrée en raison de la forte résistance présentée par l'électrode de mesure (**CREPA, 2007**).

La mesure du pH Avec un pH Mètre pour mesure en profondeur avec sonde de température intégrée TA 197-pH-WTW.

- 1-Mettre l'appareil sous tension.
- 2-Rincer l'électrode avec de l'eau distillée et plonger dans la solution a mesurée.
- 3-Lancer la mesure avec la touche RUN ENTER :
- 4-Attendre que la valeur se stabilise
- 5-Lire la mesure.

2.2.3. La conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes métalliques de 1 cm² de surface et séparées l'une de l'autre de 1 cm. Elle est l'inverse de la résistivité électrique (**RODIER, 2005**).

Le transport des charges se faisant par l'intermédiaire des ions contenus dans l'eau, il est logique d'admettre que la conductivité d'une eau sera d'autant plus importante que sa minéralisation sera élevée (**CREPA, 2007**).

La mesure de la conductivité constitue une bonne appréciation du degré de minéralisation d'une eau où chaque ion agit par sa concentration et sa conductivité spécifique (**MAKHOUKH & AL, 2011**). (*Tableau 2-3*)

Il existe donc une relation entre la conductivité d'une eau et sa minéralisation, d'où l'intérêt que présente la mesure de la conductivité, mesure quasi instantanée, pour connaître la minéralisation d'une eau (**CREPA, 2007**).

Tableau 2-3. Classification des eaux d'après leur conductivité électrique (IN MERZOUG, 2009).

CE (µs/cm)	Types d'eaux
0.005	Eau déminéralisée
10 < CE < 80	Eau de pluie
30 < CE < 100	Eau peu minéralisée, domaine granitique
300 < CE < 500	Eau moyennement minéralisée, domaine des roches carbonatées
500 < CE < 1000	Eau très minéralisé
1000 < CE < 3000	Eau très minéralisée, saumâtre ou saline
CE > 3000	Eau de mer

La mesure de la conductivité avec un conductimètre (Conductivité, Salinité, Total solide dissous, Température) pour mesure en profondeur avec sonde intégrée TA 197_Cond.

2.2.4. La Salinité

Elle correspond à la teneur en sels dissous de l'eau peut être mesurée et exprimée de différentes manières suivant que l'on considère l'ensemble des corps ; ou seulement les sels dominants

Le principal critère d'évaluation de la qualité d'une eau naturelle dans la perspective d'un projet d'irrigation est sa concentration totale en sels solubles.

La mesure de la salinité est effectuée à l'aide d'un conductimètre pour mesure en profondeur avec sonde intégrée TA 197_Conc. Qui mesure aussi la salinité.

2.2.5. Le Taux des sels dissous (TDS)

Les sels dissous, électrolytes, dissociés sous forme d'ions, reflètent la nature géologique des terrains traversés. Les eaux traversant des terrains acides, granites, grès, ciment siliceux, schistes, gneiss, basaltes, sont peu chargées en électrolytes, particulièrement en calcium. Celles traversant des terrains calcaires ont par contre des concentrations élevées en calcium et bicarbonates. Les phosphates sont rares dans les roches et sels d'azote absents (**ANGELIER, 2000**).

La mesure du TDS est effectuée à l'aide d'un conductimètre pour mesure en profondeur avec sonde intégrée TA 197_Conc. Qui mesure aussi le TDS.

2.2.6. L'oxygène dissous

L'oxygène est l'un des paramètres particulièrement utile pour l'eau et constitue un excellent indicateur de sa qualité. C'est un des paramètres les plus sensibles à la pollution. Sa valeur nous renseigne sur le degré de pollution et par conséquent sur le degré de l'autoépuration d'un cours d'eau (**MAKHOUKH & AL, 2011**).

La solubilité de l'oxygène dans l'eau diminue lorsque la température augmente, elle diminue aussi avec l'abaissement de la pression atmosphérique lorsque l'altitude augmente, donc dans une eau chaude beaucoup moins de substances organiques pourront être décomposées de façon aérobie que dans une eau froide (**BLIFERT ET PERAUD, 2001**).

La mesure de l'oxygène dissous est réalisée à l'aide d'un oxymètre pour mesure en profondeur TA197-OXIWTW. Cet appareil peut mesurer la saturation de l'oxygène (O₂ %), concentration de l'oxygène (O₂ mg/l), température.

2.2.7. La matière en suspension (MES)

Les matières en suspension, représentent l'ensemble des particules minérales et organiques contenues dans les eaux. Elles sont fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, de régime d'écoulement des eaux, de la nature des rejets, etc. (RODIER, 2005).

Les teneurs élevées en matières en suspension peuvent être considérées comme une forme de pollution. Une telle hausse peut aussi entraîner un réchauffement de l'eau, lequel aura pour effet de réduire la qualité de l'habitat pour les organismes d'eau froide (MAKHOUKH & AL, 2011).

Les matières en suspensions contribuent aussi à déséquilibrer le milieu aquatique en accroissant la turbidité et peuvent avoir un effet néfaste direct sur l'appareil respiratoire des poissons ou indirectement en limitant la photosynthèse et provoquer la chute de l'oxygène dissous de l'eau (LARPENT, 1997).

La détermination des matières en suspension dans l'eau s'effectue par filtration ou par centrifugation (RODIER, 2005).

Pour la mesure de la MES on a utilisé la méthode de filtration sur membrane.

✪ Principe

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

✪ Mode opératoire

- ✪ Laver les disques de filtration à l'eau distillée.
- ✪ sécher à l'étuve à 105°C pendant 1h 30.
- ✪ Mettre les filtres dans le dessiccateur puis les peser.
- ✪ Mettre en service le dispositif d'aspiration ou de pression.
- ✪ Verser 100 ml l'échantillon sur le filtre.
- ✪ Rincer la fiole ayant contenu l'eau à analyser avec 10 ml d'eau permutée.
- ✪ Sécher les filtres à 105°C pendant 1h 30 puis laisser refroidir au dessiccateur puis repeser les filtres. (Figure 2-8)

✪ Expression des résultats

La teneur de l'eau en matières en suspension (mg / l) est donnée par l'expression:

$$\frac{M_1 - M_0}{V} \times 100$$

M_0 = masse du disque filtrant avant utilisation (mg).

M_1 = masse du disque filtrant après utilisation (mg).

V = volume d'eau utilisé (ml)

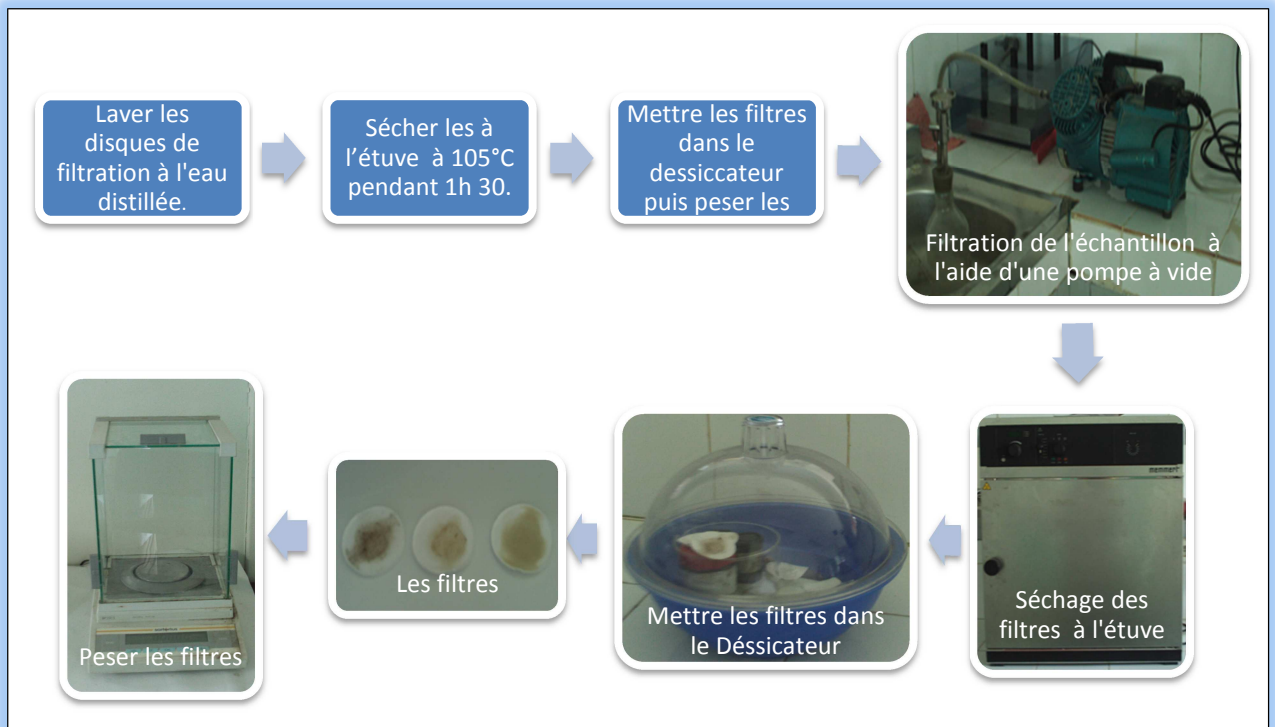


Figure 2-8. Le mode opératoire de la mesure de la matière en suspension

2.2.8. La demande Chimique en Oxygène (DCO)

La demande chimique en oxygène (DCO) est un paramètre, qui donne une indication sur les quantités de substances chimiquement oxydables présentes dans l'eau. Il s'agit là de la quantité d'oxygène (en mg/l, g/l ou autres) qui est nécessaire pour oxyder principalement les composés organiques présents dans l'eau. Les substances qui se trouvent dans l'eau sont traitées chimiquement dans des conditions d'oxydation très sévères, de façon à estimer aussi celles qui sont difficilement dégradables biologiquement, comme les composés organiques chlorés (BLIFERT & PERAUD, 2001).

✪ Principe

Le principe consiste à une oxydation de la matière organique oxydable présente dans l'eau, par un excès de dichromate de potassium, en milieu acide et à l'ébullition et en

présence de sulfate de mercure (complexations des chlorures). L'excès du dichromate de potassium est ensuite dosé par une solution de sulfate de fer II et d'ammonium (0,025N) (RODIER, 2005).

❖ Mode opératoire

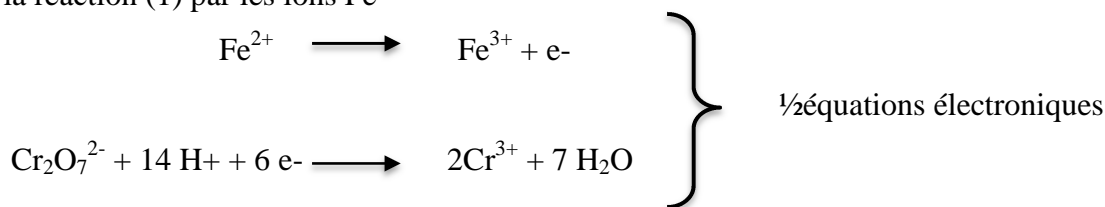
- ◆ Introduire 10 ml d'eau à analyser (ou de dilution) soigneusement homogénéisée.
- ◆ Ajouter 0,2 g de sulfate mercurique cristallisé (agent complexant les chlorures) et 1 ml de solution sulfurique de sulfate d'argent (catalyseur d'oxydation).
- ◆ Ajouter 5 ml de solution de dichromate de potassium 0,04 mol/l puis avec précaution 15 ml de solution sulfurique de sulfate d'argent en agitant par un mouvement circulaire.
- ◆ Porter à ébullition pendant deux heures sous réfrigérant à reflux adapté au ballon.
- ◆ Laisser refroidir pendant 2 heures, puis diluer à environ 70 ml avec de l'eau permutée.
- ◆ Ajouter quelques gouttes de solution de ferroïne.
- ◆ Titrage de l'excès de dichromate de potassium par une solution de sulfate de fer et d'ammonium (sel de Mohr) pour obtenir le virage au rouge violacé. (Figure 2-9)

❖ Equations mises en jeu

- Oxydation des matières organiques par le dichromate de potassium



- Réactions d'oxydo-réduction dans le dosage des ions $Cr_2O_7^{2-}$ qui n'ont pas réagi lors de la réaction (1) par les ions Fe^{2+}



L'équivalence de cette réaction s'observe lorsque la coloration de la solution passe du vert au rouge violacé.

❖ Expression des résultats

La demande chimique en oxygène (DCO) exprimée en milligrammes d'oxygène par litre est égale à :

$$\frac{8000(V_0 - V_1) T}{V}$$

V₀ = Volume de sulfate de fer et d'ammonium nécessaire au dosage (ml).

V₁ = Volume de sulfate de fer et d'ammonium nécessaire à l'essai à blanc (ml).

T = Titre de la solution de sulfate de fer et d'ammonium.

V = Volume de la prise d'essai.



Figure 2-9. Mode opératoire de la DCO.

2.2.9. La Demande Biochimique en Oxygène (DBO₅)

Un autre paramètre de somme important est la valeur de la DBO₅, demande biochimique en oxygène. Cette valeur est la quantité d'oxygène (donnée en mg/l, g/l ou autres) que des bactéries utilisent pour décomposer partiellement ou pour oxyder totalement en CO₂ des substances organiques dans l'eau, en un temps donné à l'aide de leur système enzymatique (BLIFERT & PERAUD, 2001).

La demande biologique en oxygène (DBO₅) c'est la quantité d'oxygène (mg/l) consommée pendant 5 jours par des micro-organismes au cours de la dégradation de la matière organique à une température de 20°C et à l'obscurité.

✪ Principe

Mesure de l'oxygène consommé en cinq jours d'un échantillon d'eau dans une enceinte thermostatée à 20°C. (Figure 2-10)

✪ Mode Opérateur

- ◆ Introduire 250 ml de l'échantillon de l'eau dans une enceinte thermostatée .
- ◆ Ajouter des gouttes d'hydroxyde de sodium
- ◆ L'échantillon prélevé est incubé à 20°C et en obscurité en présence des microorganismes, qui consomment l'oxygène dissous. Le gaz carbonique dégagé est piégé par l'hydroxyde de sodium.
- ◆ Effectuer la Lecture sur le manomètre après incubation de 5 jours.

✪ Expression des résultats

Pour une prise d'essai de 250 ml, Pour obtenir la demande biologique en oxygène, multiplier ce résultat par le facteur de dilution (Le facteur de dilution est 5 pour le volume de 250 ml de l'échantillon).



Figure 2-10. Matériel utilisé pour la mesure de la demande biochimique en oxygène.

2.2.10. Les nitrates (NO_3^-)

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote, et représentent la forme d'azote au degré d'oxydation le plus élevé présent dans l'eau. Leurs concentrations dans les eaux naturelles sont comprises entre 1 et 10 mg/l. Cependant leurs teneurs dans les eaux usées non traitées sont faibles (MAKHOUKH & AL, 2011).

En ce qui concerne la teneur en nitrates et nitrites des puits, il appert que les teneurs les plus élevées se retrouvent généralement dans les régions où les activités agricoles sont plus intenses.

Le dosage des nitrates fait appel à des méthodes relativement complexes avec une grande probabilité de présence de constituants interférents; de ce fait, la détermination des nitrates est délicate (RODIER, 2005).

✪ Principe

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitro salicylate de sodium, coloré en jaune et susceptible d'un dosage spectrophotométrique.

✪ Mode opératoire

- ◆ Introduire 10 ml d'eau à analyser dans une capsule de 60 ml.
- ◆ Alcaliniser faiblement avec la solution d'Hydroxyde de sodium.
- ◆ Ajouter 0,5 ml de solution d'azoture de sodium et 0,2 ml d'acide acétique.
- ◆ Evaporer à sec dans une étuve ou dans un bain marin à 75-80°C.
- ◆ Laisser refroidir puis reprendre le résidu par 1 ml d'acide Sulfurique concentré.
- ◆ Attendre 10 minutes, puis ajouter 15 ml d'eau distillée puis 10 ml de la solution d'Hydroxyde de sodium.
- ◆ Effectuer la lecture au spectromètre à la longueur d'onde de 415nm.

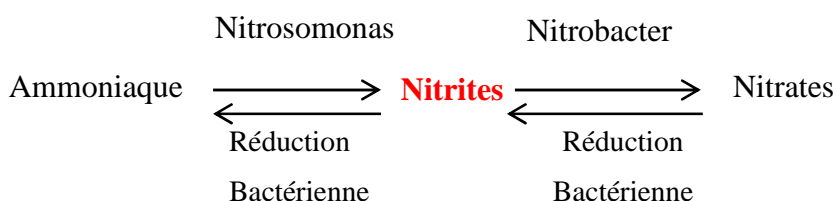
✪ Expression des résultats

Pour une prise d'essai de 10 ml, la courbe donne directement la teneur en azote nitrique exprimée en milligrammes par litre d'eau. Pour obtenir la teneur en nitrate (NO_3^-), multiplier ce résultat par 4,43.

2.2.11. Les nitrites (NO_2^-)

Dans le cycle de l'azote, les Nitrites sont considérés comme des ions intermédiaires entre les nitrates et l'Azote ammoniacale, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées en milieu aquatique et disparition vite en milieu naturel (**GAUJOUS, 1995**).

Sous l'action des phénomènes biologiques, l'équilibre entre l'ammoniaque, les nitrites et les nitrates peut évoluer rapidement. Il convient donc de procéder au dosage des nitrites le plus tôt possible après le prélèvement en le conservant à 4°C (**RODIER, 2005**).



✪ Principe

La diazotation de l'amino-4-benzènesulfonamide par les nitrites en milieu acide et sa copulation avec le dichlorure de N-(naphtyl-1) diamino-1,2 éthane donne un complexe coloré pourpre susceptible d'un dosage spectrophotométrique.

✪ Mode opératoire

- ◆ Introduire 50 ml d'eau à analyser dans une fiole jaugée.
- ◆ Ajouter 1 ml de réactif de diazotation
- ◆ Effectuer les lectures au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 543 nm.
- ◆ Se reporter à la courbe d'étalonnage.

✪ Expression des résultats

Pour une prise d'essai de 50 ml, la courbe donne directement la teneur en azote nitreux (NO_2^-), exprimée en milligrammes par litre d'eau.

2.3. Les paramètres bactériologiques

L'objectif de l'analyse bactériologique d'une eau n'est pas d'effectuer un inventaire de toutes les espèces présentes, mais de rechercher soit celles qui sont susceptibles d'être pathogènes soit, ce qui est souvent plus aisé, celles qui les accompagnent et qui sont en plus grand nombre, en particulier dans l'intestin de l'homme et sont par leur présence indicatrices d'une contamination fécale, donc des maladies associées au péril fécal. L'analyse bactériologique n'est pas seulement qualitative mais aussi quantitative.

Ces déterminations qualitatives et quantitatives sont établies à partir:

- ✪ Soit d'un dénombrement direct des colonies après concentration par filtration ou inoculation d'un volume donné de l'échantillon en milieu solide.
- ✪ soit d'une évaluation par calcul statistique du nombre le plus probable d'unités infectieuses (NPP), après répartition de l'inoculum dans un certain nombre de tubes de milieu de culture liquide, et en tenant compte du nombre respectif de cultures «positives» ou «négatives» obtenues. le choix de la méthode dépendra de la nature de l'échantillon mais aussi de la sensibilité et de la précision souhaitées.

Pour les analyses bactériologiques nous avons effectuées :

1. Recherche et dénombrements des germes revivifiables.

2. Recherche et dénombrement des germes indicateur de contamination fécal.

- Recherche et dénombrement des coliformes fécaux
- Recherche et dénombrement des coliformes totaux.
- Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux.

3. Recherche et identification des germes pathogènes

- Recherche de Salmonella.
- Recherche des staphylocoques.
- Recherche de Pseudomonas.
- Recherche de Vibrio.

2.3.1. Recherche et Dénombrement des germes revivifiables (Germes Totaux)

Les microorganismes revivifiables ne sont pas des germes indicateurs de contamination fécale, ils sont recherchés dans certaines eaux à 22 °C et à 37° C car ils peuvent parfois exprimer un risque de contamination microbienne au-delà d'un certain seuil. Ils sont encore appelés « Germes totaux ou flore totale » (DELARRAS, 2003).

Le dénombrement des bactéries est souvent considéré comme accessoire comparativement aux autres dénombrements réalisés dans le contrôle bactériologique de l'eau. Il est en effet illusoire de vouloir définir le degré de pureté d'une eau sur la base de son contenu en microorganismes revivifiables (LECLER & MOSSEL, 1989).

La technique d'ensemencement en profondeur est utilisée en microbiologie des eaux pour rechercher et dénombrer les bactéries aérobies revivifiables sur une gélose TGEA.

✦ Mode opératoire

- ◆ A partir de l'eau à analyser et des dilutions décimales 10^{-1} et 10^{-2} , Déposer tout d'abord, à l'aide d'une pipette stérile, 1 ml de l'échantillon d'eau à analyser et 1 ml des dilutions préparées dans des boîtes de Pétri vides et stériles.
- ◆ Compléter ensuite avec environ 20 ml de gélose TGEA fondue puis refroidie à $45 \pm 2^{\circ}\text{C}$. Le temps qui s'écoule entre le moment où l'on a distribué l'inoculum dans la boîte et celui où le milieu est coulé ne doit pas excéder 15 minutes.
- ◆ Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » sur une surface horizontale pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose.
- ◆ Laisser solidifier les boîtes sur la paille.

✦ Incubation

Les boîtes seront incubées à $36 \pm 2^{\circ}\text{C}$, pendant 44 ± 4 heures.

✧ Lecture

Les germes revivifiants se présentent sous formes de colonies lenticulaires poussant en masse.

✧ Dénombrement

Il s'agit de dénombrer toutes les colonies, en tenant compte des deux remarques suivantes:

1. Dénombrer les boîtes contenant entre 15 et 300 colonies.
2. Les résultats sont exprimés en nombre de micro-organismes revivifiants par ml d'eau à analyser à 37°C

✧ Expression des résultats

Calculer la valeur du nombre N, de microorganismes revivifiants à 22 ± 2°C à part et celle du nombre N de microorganismes revivifiants à 36 ± 2°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 revivifiants dénombrés 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 (**RODIER, 2005**).

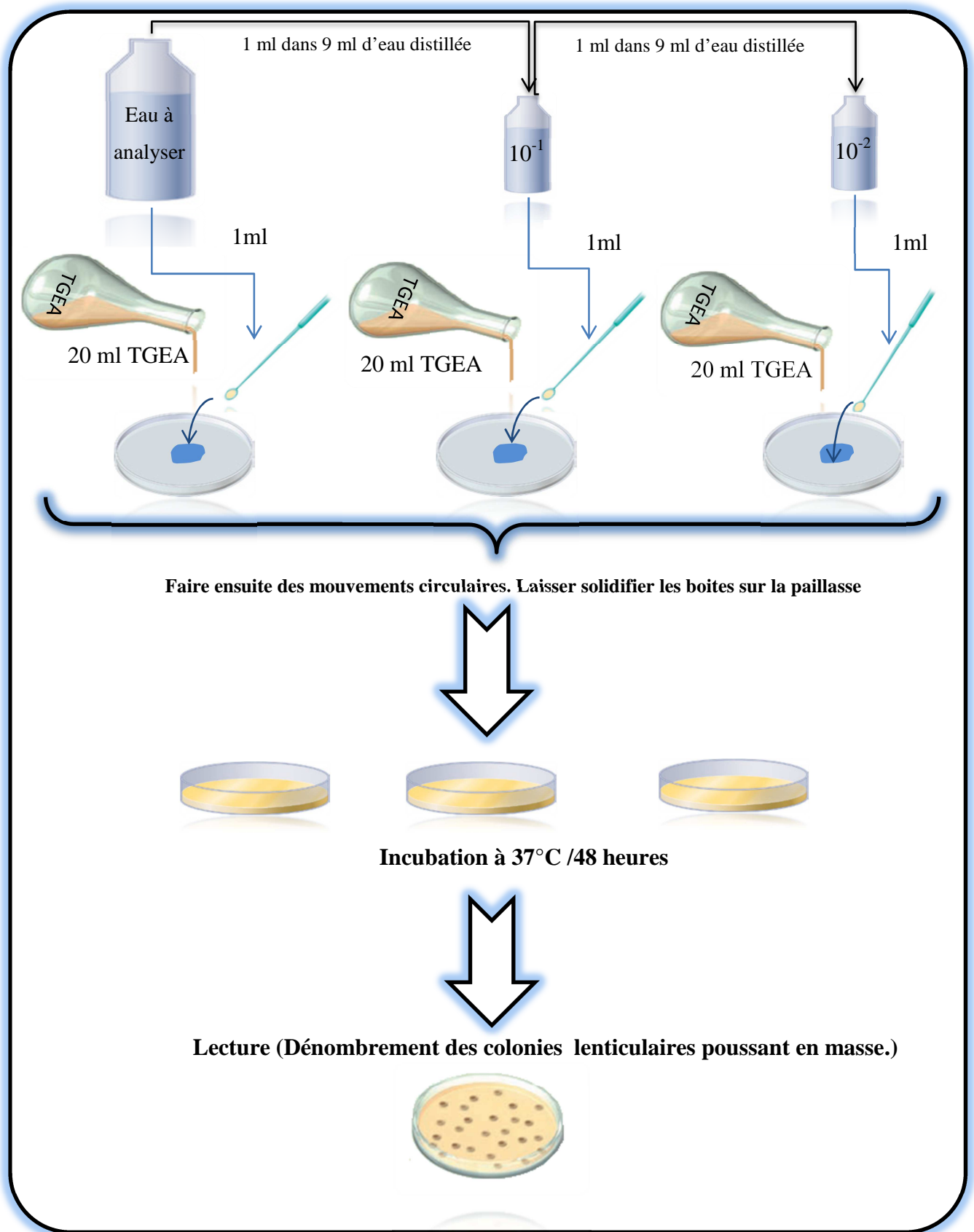
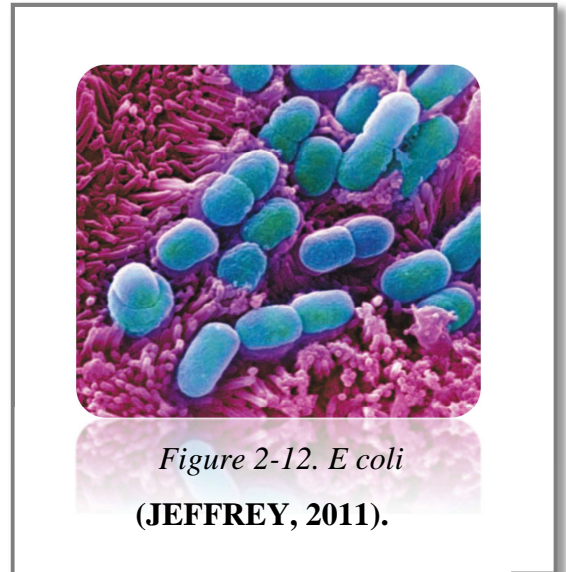


Figure 2-11. Protocole de recherche et dénombrement des microorganismes revivifiables à 37°C dans l'eau.

2.3.2. Recherche et dénombrement des germes indicateurs de la contamination fécale

Les indicateurs de contamination fécale sont des microorganismes vivant normalement dans l'intestin des hommes et des animaux; dont la présence dans l'eau est un signe d'une contamination par des matières fécales. (Figure 2-12)

La recherche des germes indicateurs de la contamination fécale a été effectuée par dénombrement en milieu liquide du nombre le plus probable (NPP). C'est une estimation statistique du nombre de micro-organismes supposés distribués dans l'eau de manière parfaitement aléatoire (loi de Poisson). Dans ce type de méthode, les bactéries se multiplient librement dans le milieu liquide. En cas de présence, l'ensemble du milieu liquide inoculé vire à la «positivité» trouble ou virage de l'indicateur (RODIER, 2005).



2.3.3.3. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et coliformes fécaux

✪ Définition

Coliformes totaux est regroupé un certain nombre d'espèces bactériennes appartenant en fait à la famille des *Enterobacteriaceae*. La définition suivante a été adoptée par (ISO). Le terme «coliforme» correspond à des organismes en bâtonnets, non sporogènes, Gram négatifs, oxydase négatifs, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de sels biliaires ou d'autres agents de surface possédant des activités inhibitrices de croissance similaires, et capables de fermenter le lactose (et le mannitol) avec production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures, à des températures de 35 à 37 °C (RODIER, 2005; LABRES, 2002).

Coliformes fécaux ou thermotolérant Ils ont les mêmes propriétés que les coliformes, mais à la température de 44 °C.

De surcroit, si ces coliformes thermotolérants produisent de l'indole à partir d'une peptone riche en tryptophane ou du tryptophane à 44°C, ils sont alors fortement ici présumptifs d'*Escherichia coli* (DELLARAS, 2003).

E.coli

Le terme «*E. coli*» correspond à des coliformes thermotolérants qui produisent de l'indole à partir du tryptophane et ont les caractères biochimique propres à cette espèce. (RODIER, 2005).

- ◆ - donnent un résultat positif au rouge de méthyle.
- ◆ - ne peuvent pas produire de l'acétyl-méthyl-carbinol (VP négatif) et n'utilisent pas le citrate comme source unique de carbone (REJSEK, 2002).

Celui de "*E. coli* présumés" concerne les coliformes thermotolérants qui produisent de l'indole à + 44°C à partir du tryptophane.

✪ **Technique de recherche en milieu liquide en BCPL**

La recherche et le dénombrement des bactéries coliformes, coliformes thermotolérants et des *Escherichia coli* dans les eaux, en milieu liquide par la technique du nombre le plus probable (NPP), se fait en deux étapes consécutives :

- **Le test de présomption:** réservé à la recherche des coliformes.
- **Le test de confirmation :** encore appelé test de Mac Kenzie et réservé à la recherche des coliformes fécaux (thermotolérants) et d'*Escherichia coli* à partir des tubes positifs du test de présomption (LABRES, 2002).

a. Test de présomption

✦ Mode opératoire

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.
- ◆ Chassez l'air éventuellement présent dans les cloches de Durham et bien mélangé le milieu et l'inoculum

↳ L'incubation

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, 2002**).

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

b. Test de confirmation (test de Mac Kenzie)

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

❖ Mode opératoire

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

Chasser l'air éventuellement présent dans les cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum.

↳ L'incubation

L'incubation se fait cette fois-ci à 44°C pendant 24 heures. (LABRES, 2002)

↳ Lecture

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

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

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 24 heures (LABRES, 2002).

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.

↳ Expression des résultats

Le nombre de coliformes ou de coliformes thermotolérants pour 100 ml d'échantillon sera déterminé par la formule suivante :

$$\frac{NPP}{d}$$

NPP : est le nombre le plus probable lu dans la table.

d : est le taux de dilution correspondant à la dilution la plus forte retenue.

Le résultat est exprimé par un chiffre à une décimale compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par une puissance de 10 appropriée.

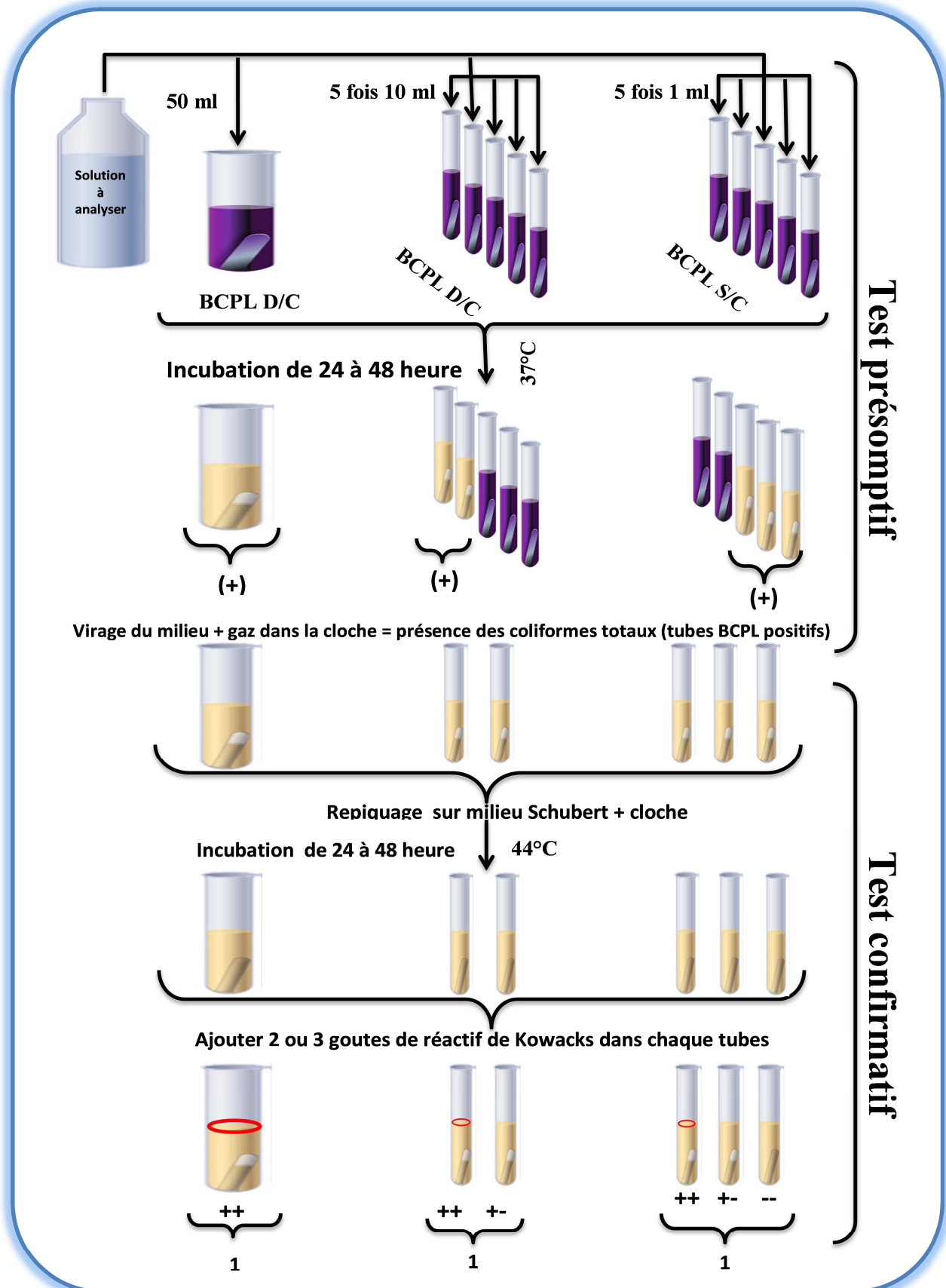


Figure 2-13. Protocole de recherche et dénombrement des coliformes fécaux et des coliformes totaux

2.3.3.4. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

✪ Définition

Les streptocoques fécaux (*ou streptocoques* du groupe D ou entérocoques) sont des témoins de contamination fécale sensibles, spécifiques et assez résistants (y compris en milieu sale). Ils n'ont pas généralement de pouvoir pathogène important. *Streptococcus faecalis* est omni présent (ubiquitaire) dans le gros intestin des hommes et des animaux, les égouts, le fumier (GAUJOUS, 1995).

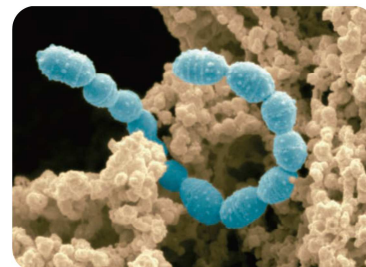


Figure 2-14. Streptocoques (JEFFREY, 2011).

Les streptocoques fécaux se présentent sous forme de cocci à gram positif, sphériques à ovotides formant des chaînettes (LABRES, 2002 ; WILSON, 2008).

Ils ne possèdent ni catalase (à la différence des *Staphylocoques*), ni oxydase (à la différence des *Neisseria*). Ils peuvent se développer en aérobiose, ont un métabolisme fermentatif et sont à considérer comme des anaérobies tolérant l'oxygène (AVRIL & AL, 1992; WILSON, 2008).

Ils sont capables de se développer en 24 à 48 heures à 37 °C sur un milieu sélectif à l'azoture de sodium en donnant des colonies caractéristiques réduisant le TTC et qui de plus hydrolysent l'esculine en 48 heures à 44°C après repiquage d'une colonie sur une gélose biliée à l'esculine (LABRES, 2002).

✪ Méthode de recherche en milieu liquide

La méthode de recherche des streptocoques fécaux en milieu liquide, et comme celle de la recherche des coliformes fait appel à 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 », à partir des tubes positifs du test de présomption.

a. Test de présomption

✦ Mode opératoire

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.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

↳ Incubation

L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures (**LABRES, 2002**).

↳ 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 (**LABRES ,2002**)

b. Test de confirmation

↳ Mode opératoire

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

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

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

↳ Incubation

L'incubation se fait cette fois-ci à 37°C, pendant 24 heures (LABRES ,2002).

↳ Lecture

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

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

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP (LABRES ,2002).

↳ Expression des résultats

Le nombre des streptocoques fécaux pour 100 ml d'échantillon sera déterminé par la formule suivante :

$$\frac{\text{NPP}}{d}$$

NPP : est le nombre le plus probable lu dans la table.

d : est le taux de dilution correspondant à la dilution la plus forte retenue.

Le résultat est exprimé par un chiffre à une décimale compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par une puissance de 10 appropriée.

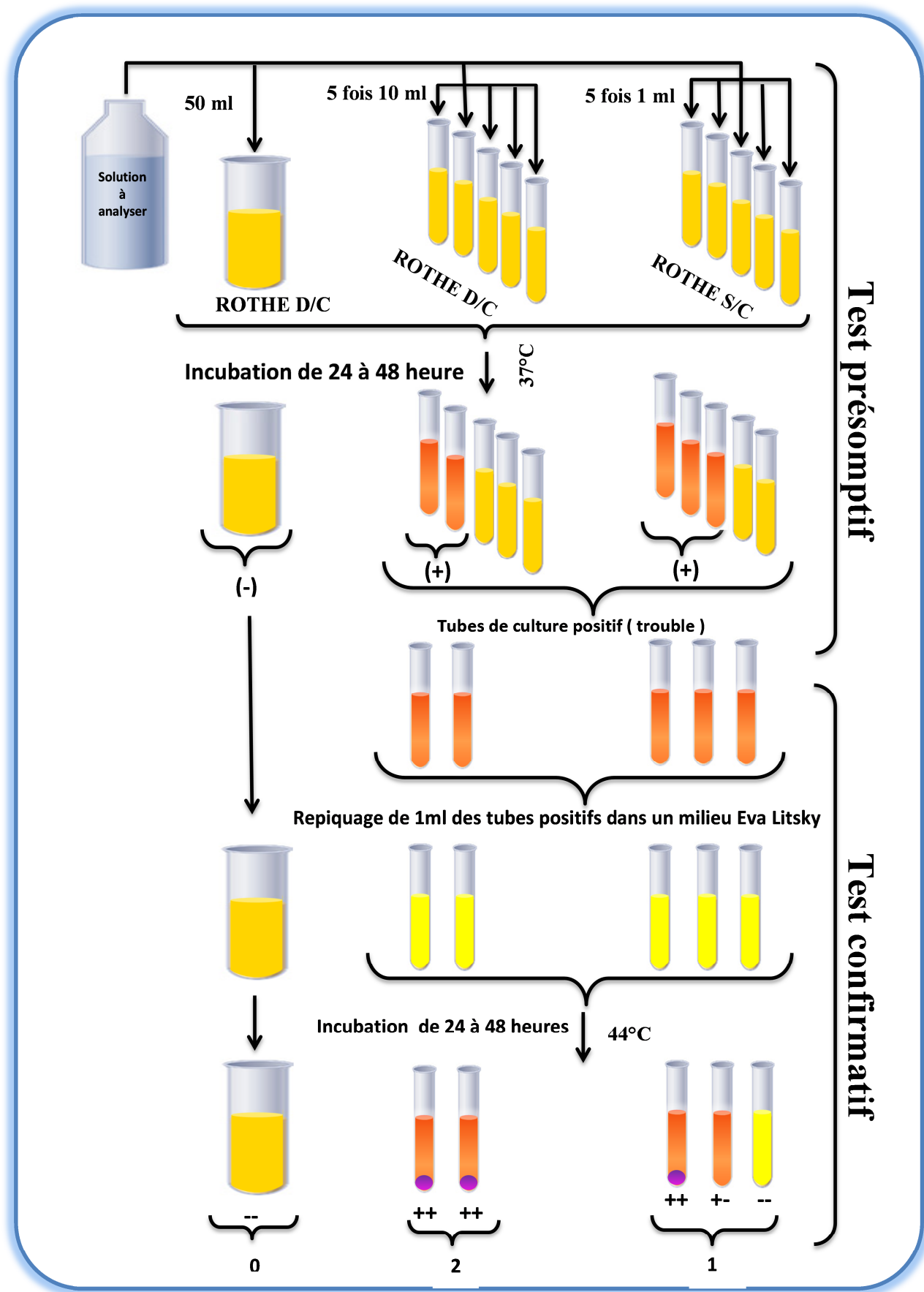


Figure 2-15. Protocole de recherche des streptocoques fécaux

2.3.3. Recherche et identification des germes pathogènes

Il existe une grande variété de bactéries pathogènes ou potentiellement pathogènes (opportunistes) pour l'homme dans tous les types d'eaux. Celles-ci vivent ou survivent dans l'environnement, soit provenant des rejets humains, éliminées par des sujets malades ou des porteurs sains, soit étant autochtones et pouvant s'adapter à l'homme: *Campylobacter jejuni*, *Legionella pneumophila*, *Leptospires*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella*, *Shigella*, *Staphylocoques pathogènes*, *Vibrio*, *Yersinia enterocolitica*. (RODIER, 2005).

✦ Recherche

Pour la recherche des germes pathogènes 2 méthodes ont été appliquées:

↳ Méthode d'ensemencement sur gélose

Un faible volume d'échantillon est réparti avec un étaleur stérile (pipette Pasteur repliée «en râteau» sur la surface d'une gélose en boîte de Pétri (RODIER, 2005; GUEZLANE & AL, 2008)

Les géloses employées sont: Mac Conkey, Hektoen, Salmenelles-Schigelles (SS), Chapman, cétrimide, gélose nutritive, TCBS... . L'ensemencement par stries sur boites de Pétri est pratiqué le plus souvent dans un but d'isolement (AOUISI, 2008).

L'inoculum est prélevé directement à partir de l'eau à analyser est déposé sur un point périphérique de la gélose puis disséminé par stries sur toute la surface. Les boites sont codées puis incubées à 37°C pendant 24-48 heures.

Cette méthode permet une différenciation des colonies orientant leur repiquage.

↳ Méthode de filtration sur membrane

C'est la technique de concentration la plus utilisée au laboratoire. Le plus généralement, on procède à une filtration sur membranes en esters de cellulose, de porosité 0,22 µm ou 0,45 µm, susceptibles de retenir les bactéries. La membrane après la filtration peut être déposée sur la surface d'une gélose sélective pour l'isolement (RODIER, 2005).

2.3.3.1. Recherche des entérobactéries pathogènes

La famille des entérobactéries se définit par les caractères suivants :

- ◆ Bacilles à Gram négatif (2 à 4 microns de long sur 0,4 à 0,6 microns de large).
- ◆ Mobiles avec ciliature péritriche ou immobiles.
- ◆ Poussant sur milieux de culture ordinaires.
- ◆ Aérobie - anaérobie facultatif.
- ◆ Fermentant le glucose avec ou sans production de gaz.
- ◆ Réduisant les nitrates en nitrites.
- ◆ Oxydase négatif (**DELARRAS, 2003; WILSON, 2008**)

Les entérobactéries sont une famille très hétérogène pour ce qui est de leur pathogénie et de leur écologie. Les espèces qui composent cette famille sont en effet soit parasites (*Shigella*, *Yersinia pestis*), soit commensales (*Escherichia coli*, *Proteus mirabilis*, *Klebsiella sp*), soit encore saprophytes (*Serratia sp*, *Enterobacter sp*) (**SERVICE DE BACTERIOLOGIE, 2003**).

✦ Mode opératoire

↳ Ensemencement

Les entérobactéries peuvent être directement recherchées sur des milieux sélectifs ; MacConkey, Hektoen, gélose nutritive, SS, BCP en boîte de pétrie par ensemencement en surface.

↳ Isolement et purification des souches

Sur les géloses MacConkey, Hektoen, Chapman, ... qui sont mises en culture, nous avons choisi les colonies suspectes ou désirées et les repiquées dans des nouvelles boîtes gélosées afin de vérifier la pureté des souches. Ces milieux gélosés sont ensemencés par stries et incubés à 37°C pendant 24 heures.

↳ Identification

- ✦ Etat frais et coloration du Gram.
- ✦ Identification biochimique
 - Soit une galerie biochimique classique (ONPG, oxydase, LDC, ODC, ADH, VP.RM)
 - Ou d'une galerie biochimique API 20 E

2.3.3.2. Recherche de Salmonella

Les salmonella sont des entérobactéries qui se présentent sous forme des bacilles Gram négatifs, ne fermentent pas le lactose, mais fermentent le glucose avec production de gaz et de H₂S.

☉ Mode opératoire

↪ Jour 1 : Premier enrichissement

- ◆ Introduire 1 ml de l'échantillon dans 10 ml de Sélénite Cystéine (RODIER, 2005).
- ◆ Incuber à 37°C pendant 18 à 24 heures (LABRES ,2002).

↪ Jour 2 : Deuxième enrichissement et isolement

- ◆ Transférer 0.1 ml du bouillon de pré-enrichissement dans 10 ml du milieu (SFB).
- ◆ Incuber à 37°C pendant 18 à 24 heures.
- ◆ Repiquer une anse de milieu d'enrichissement sur deux milieu sélectifs choisis : (LARPENT, 1997; REJSEK, 2002).
- ◆ Isolement sur gélose SS et Hektoen puis incubation à 37°C pendant 24 heures.

↪ Jour 3 : Lecture des boîtes et identification

- ◆ D'une part, le tube de sélénite sera l'objet d'un isolement.
- ◆ D'autre part, les boîtes des géloses Hektoen et SS subiront une lecture (LABRES, 2002).

↪ Jour 4 : Identification morphologique et biochimique

Cinq colonies caractéristiques et distinctes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- ◆ Etat frais et coloration du Gram.
- ◆ Ensemencement d'un tube de Kligler TSI qui sera incubé à 37°C, pendant 24 heures, (lactose, glycolose, saccharose, Gaz H₂S).
- ◆ Soit une galerie biochimique classique (ONPG, oxydase, LDC, ODC, ADH, VP.RM)
- ◆ Ou d'une galerie biochimique API 20 E.

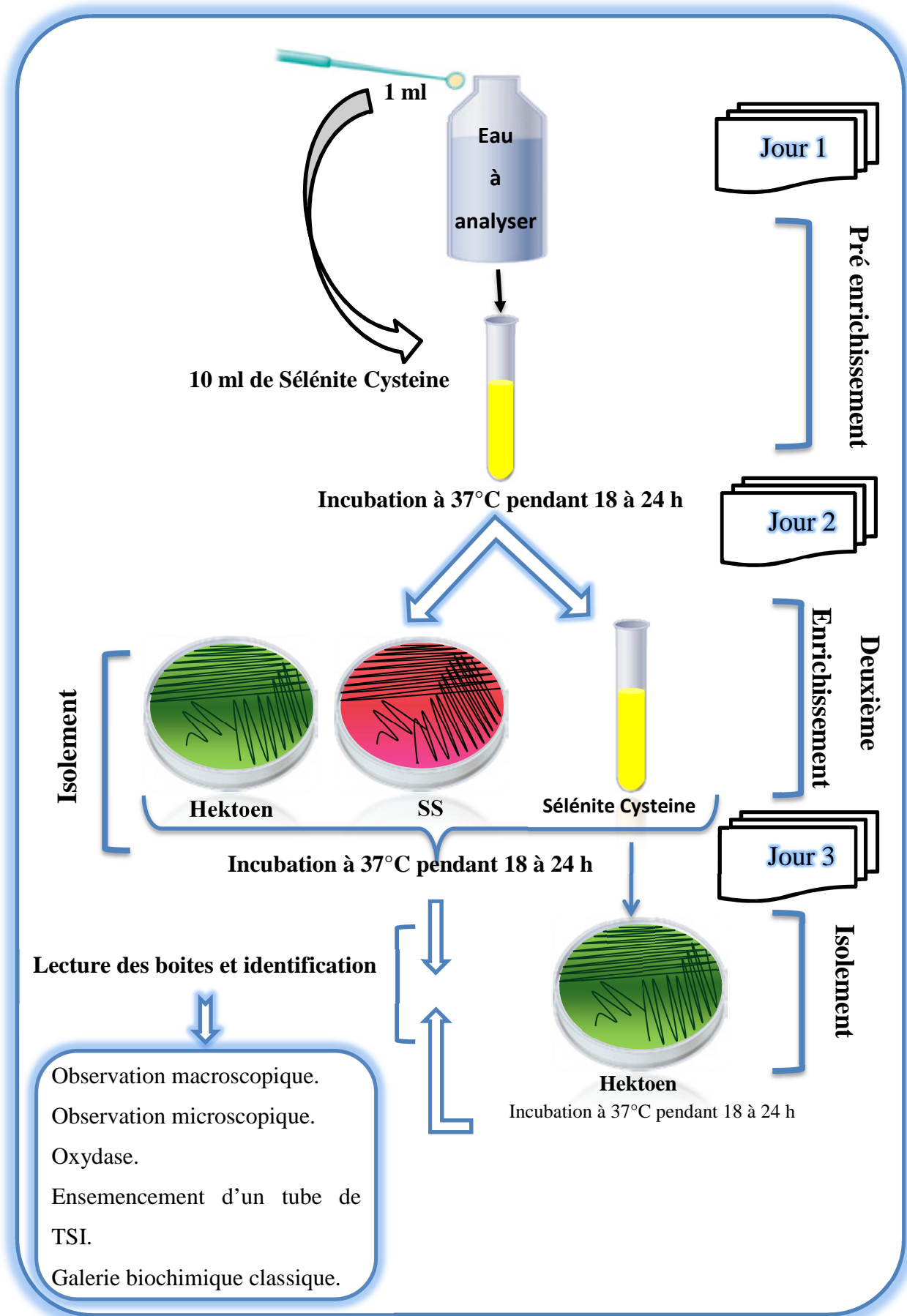


Figure 2-16. Protocole de recherche de Salmonella

2.3.3.3. Recherche des Staphylococcus

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. (Figure 2-17)

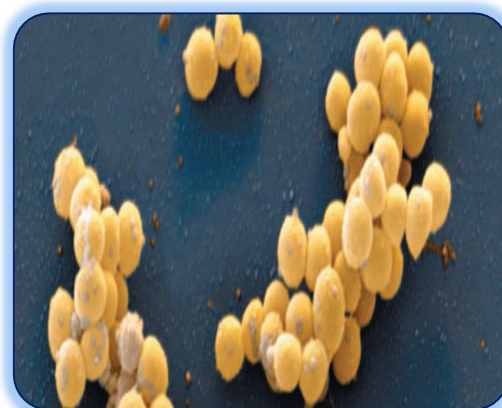


Figure 2-17. *Staphylococcus aureus* (TORTORA, 2013).

Le genre *Staphylococcus* occupe une place très importante en pathologie humaine et animale, possède une catalase et se développe en aérobiose. Ils présentent des espèces pathogènes et sont donc quelque fois recherchés dans l'eau, notamment dans les piscines (GAUJOUS, 1995).

Staphylococcus aureus (*Staphylocoque doré*) est responsable de nombreuses affections cutanées ou sous-cutanées et parfois d'intoxications.

Tableau 2-4. Les principaux staphylocoques isolés en microbiologie (DENIS & AL, 2007).

<i>Staphylocoque</i>	<i>aureus</i>	<i>Intermedius</i>	<i>saprophyticus</i>	<i>epidermis</i>
Catalase	+	+	+	+
Coagulase	+	+	-	-
Mannitol enanaérobie	+	-	-	-
Résistance à la Novobiocine (5 µg)	S	S	R	S

☛ Mode opératoire

☞ Filtration

La recherche des *Staphylocoques* à coagulase positive ou plus particulièrement *Staphylococcus aureus*, par filtration sur membrane stérile de porosité égale à $0,45 \mu\text{m}$.

↳ **Ensemencement**

Après filtration de la prise d'essai, 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, en veillant à ce qu'aucune bulle d'air ne s'interpose entre la membrane et le milieu . Incuber à 37°C durant 24 heures ou, si besoin durant 48 heures (**REJESK, 2002; RODIER, 2005**).

↳ **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 ou en blanc, surmontant une zone jaune du milieu sous la membrane, par suite de la fermentation du mannitol. D'autres espèces de *Staphylocoques* peuvent donner naissance à de petites colonies qui le plus souvent ne se colorent pas et ne modifient pas la teinte du milieu (**RODIER, 2005**).

↳ **Identification**

Les colonies suspectes, ou si elles sont très nombreuses, pourront être confirmées par:

- ◆ un examen microscopique après coloration de Gram.
- ◆ un test à la catalase qui doit être positif, oxydase et mannitol.
- ◆ un repiquage sur un bouillon pour épreuve à la staphylocoagulase.

a. **Recherche de la catalase**

↳ **Principe**

La catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatives. Elle permet de détruire des peroxydes formés au cours des réactions d'oxydation. L'eau oxygénée formée est décomposée, en présence de cette enzyme, en eau et en oxygène qui se dégage. Le test sert notamment à différencier les bactéries de la famille des *Micrococcaceae* (*Staphylococcus*, *Micrococcus*, *Kocuria*...) catalase⁺, de celle des *Streptococcaceae* (*Streptococcus*, *Enterococcus*, *Lactococcus*...) catalase⁻ (**LEBOFFE, 2011 ; DELARRAS, 2003**).

↳ **Technique rapide**

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. (Figure.2-18).

b. Recherche de la coagulase

↳ **Principe**

Les souches de *Staphylococcus aureus* provoquent la coagulation du plasma oxalate de lapin en 24 heures. Ce test est utilisé pour différencier les *Staphylococcus aureus* des autres Cocci Gram⁺ (LEBOFFE, 2011).

↳ **Technique**

- ◆ A l'aide d'une anse stérile, prélever quelques colonies de chaque type identifié et les ensemercer dans un bouillon cœur cerveau puis incuber à 37°C pendant 20 à 24 h.
- ◆ Mélanger dans un tube à hémolyse stérile 0,5 ml de plasma oxalate de lapin réhydraté, et 0,5 ml, de la culture réalisée en « bouillon spécial pour épreuve de la coagulase ».
- ◆ Incuber à 37 °C pendant 24 heures.
- ◆ Les souches de *S.aureus* coagulent en générale le plasma oxalaté de lapin dans un intervalle de temps compris entre demi-heure et 24 heures, avec une prise en masse généralement totale (RODIER, 2005; DELARRAS, 2003; REJESK, 2002).

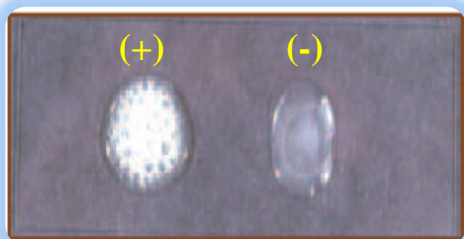


Figure 2-19. Test Catalase

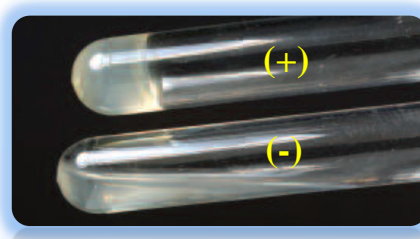


Figure 2-18. Test coagulase

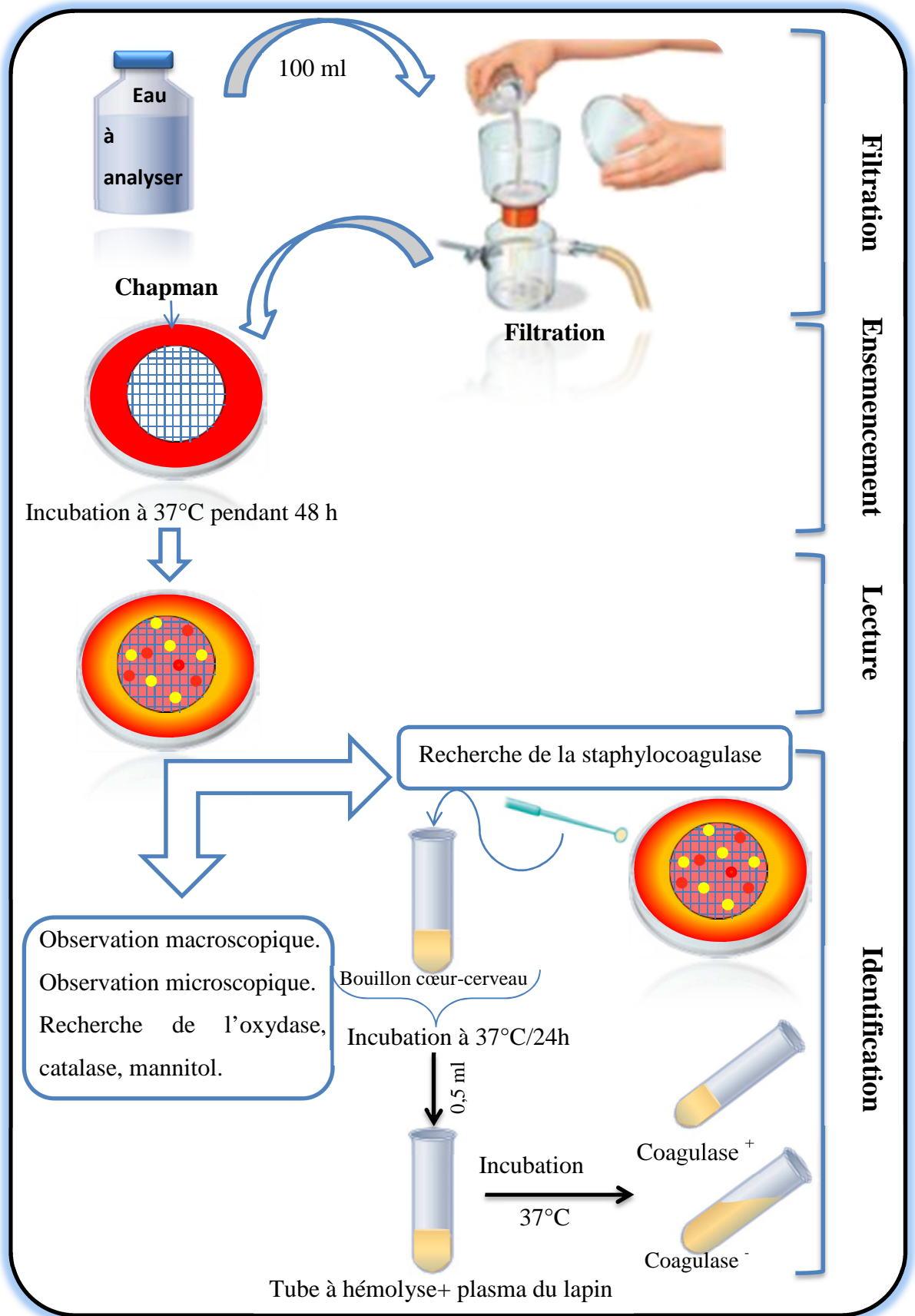


Figure 2-20 .Protocole de recherche de Staphylococcus

2.3.3.4. Recherche de *Pseudomonas*

Ce sont des bacilles (Gram⁻), espèces saprophytes aérobies strictes, non sporulées, mobiles au moyen d'une ou plusieurs flagelles polaires, oxydases et catalase positifs (GAUJOUS, 1995; SCHAECHTER, 2009). (Figure 2-21).

Cette bactérie pathogène pour l'homme est agent du pus bleu, des infections cutanées post chirurgicales, d'infections ayant des formes variées (DELLARAS, 2003).



Figure 2-21 .*Pseudomonas aeruginosa* (JEFFREY, 2011).

✪ Principe

Pseudomonas possédant une oxydase et se développant à $37\pm 1^{\circ}\text{C}$ sur un milieu sélectif au cétrimide, et à l'acide nalidixique en donnant lieu à fluorescences sous une lampe à ultraviolets en 48 h. Ils sont, de plus, capables de cultiver sur une gélose ordinaire à 42°C et de synthétiser un pigment: la pyocyanine (REJESK, 2002).

✪ Mode opératoire

↳ Ensemencement

- ◆ Un étalement en surface, de 0,1 ml d'échantillon sur une boîte de 100 mm de diamètre déposé sur le milieu Céramide.
- ◆ Incuber les boites à 37°C pendant 48h.

↳ Lecture et interprétation

Les colonies de *Pseudomonas aeruginosa* ont un diamètre de 1,5 à 2 mm, un contour circulaire, une surface lisse et brillante, une couleur blanc crème, un aspect muqueux et sont parfois déjà accompagnées d'une production de pigment bleu-vert qui commence à diffuser: fluorescence sous UV (RODIER, 2005).

↳ Identification

Il est possible de procéder aux recherches suivantes:

- ◆ un examen microscopique après coloration de Gram. Il permet de s'assurer que les colonies ne contiennent que des bacilles à Gram négatif, non sporulés.
- ◆ un examen direct entre lame et lamelle. Il permet de constater la mobilité des germes de type polaire.
- ◆ une recherche de la pyocyanine et de la pyoverdine.

⊛ Recherche de la pyocyanine et pyoverdine

↳ Principe

L'élaboration des pigments est influencée par la composition du milieu :

- ◆ la production de pyocyanine spécifique de *Pseudomonas aeruginosae* est favorisée par la Présence de certains acides aminés et d'ions organiques: milieu King A.
- ◆ la production de pyoverdine dépend de la nature des peptones et en particulier de la teneur en phosphate : milieu King B (**REJESK, 2002**).

↳ Technique

- ◆ Ensemencer un milieu de King A et king B en tube incliné par une strie médiane en surface avec une anse à partir des colonies développées sur le milieu culture.
- ◆ Incuber à 30°C pendant 1 à 4 jours (**RODIER, 2005; REJESK, 2002**).

↳ Lecture et interprétation

- S'il n'y a pas d'apparition de coloration du milieu, considérer ce test comme négatif.
- **Dans le milieu king A** : L'apparition d'une coloration bleu-vert due à la diffusion de la pyocyanine. Il est possible d'extraire ce pigment en ajoutant, loin de la flamme, 2ml de chloroforme dans le milieu de culture, agiter pour extraire le pigment et laisser reposer. L'essai est positif si la couche chloroformique est colorée en bleu (**RODIER, 2005; REJESK, 2002**).
- **Dans le milieu king B** : L'apparition d'une coloration jaune-vert fluorescent due à la présence de la pyoverdine. (*Figure 2-22*)

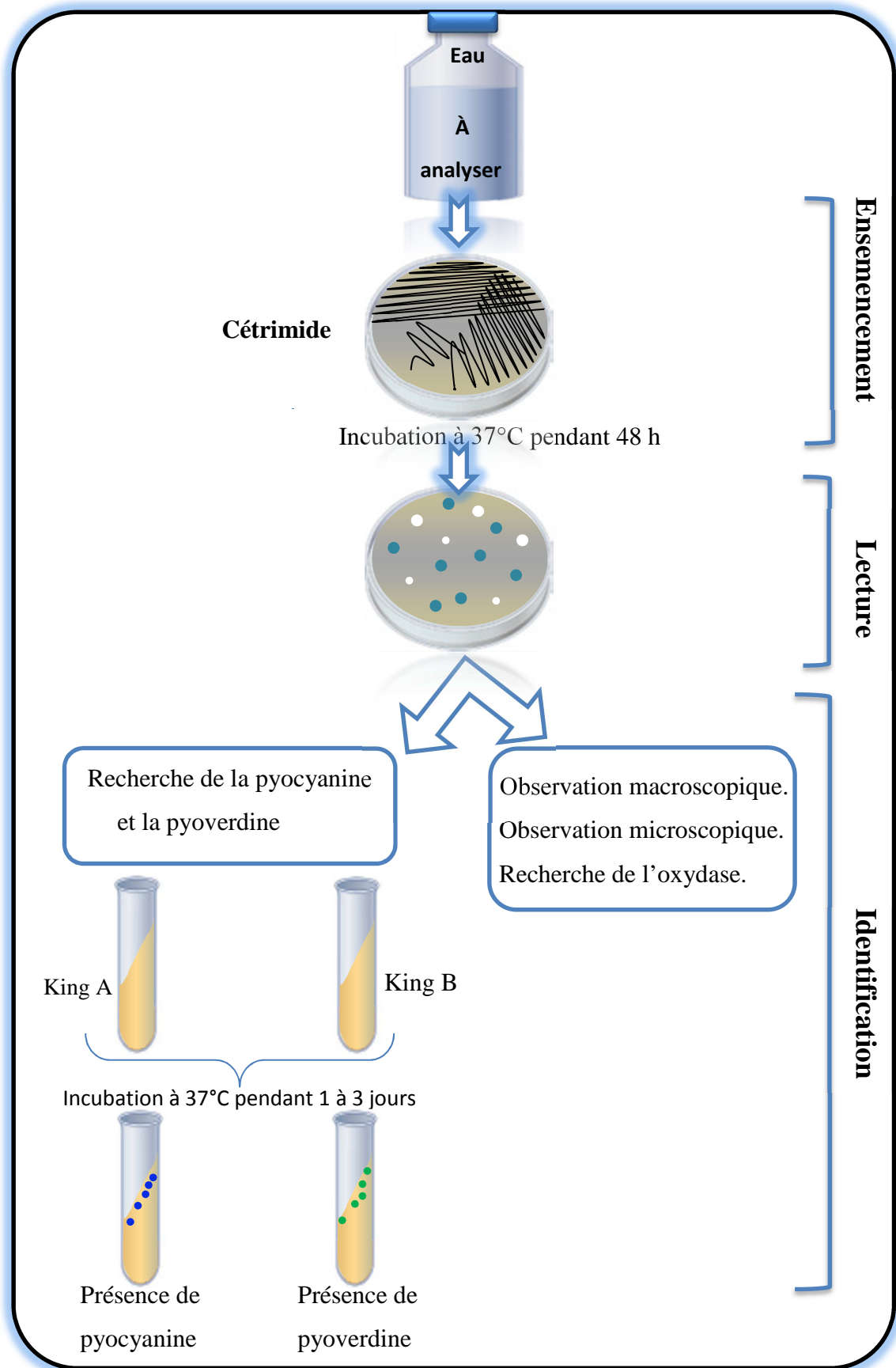


Figure 2-22. Protocole de recherche de *Pseudomonas*

2.3.3.5. Recherche de Vibrio

On entend par *Vibrionaceae*, des bactéries qui se présentent sous forme des Bacilles à Gram Négatifs droits ou incurvés, très mobiles, possédant une oxydase, aéro-anaérobies facultatifs, fermentant le glucose sans production de gaz ni d'H₂S, hautement pathogènes (LABRES, 2002).

✪ Mode opératoire

↳ Jour 1 : Premier enrichissement

L'enrichissement primaire s'effectue sur le milieu Eau Peptonée Alcaline (EPA) 10 fois contenant 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 37°C pendant 24 heures.

↳ Jour 2 :Deuxième Enrichissement et isolement

- ◆ Après incubation, le flacon constituant l'enrichissement primaire fera l'objet :
- ◆ D'une part : d'un deuxième enrichissement sur milieu EPA en tube à raison de 1ml.
- ◆ D'autre part : d'un isolement sur gélose GNAB et TCBS, l'incubation se fait à $36 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 24 heures.

↳ Jour 3 : Lecture des boites et identification

- ◆ D'une part: le tube d'EPA fera l'objet d'un isolement sur TCBS.
- ◆ D'autre part, les boites de gélose GNAB et TCBS subiront 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 (LABRES, 2002).

↳ Identification morphologique et biochimique

Une identification morphologique et biochimique basée essentiellement sur :

- ✪ Etat frais (bacilles, mobilité), et Coloration de Gram (bacilles Gram négatifs).
- ✪ Oxydase (+).
- ✪ Galerie API 20 E. (Figure 2-23)

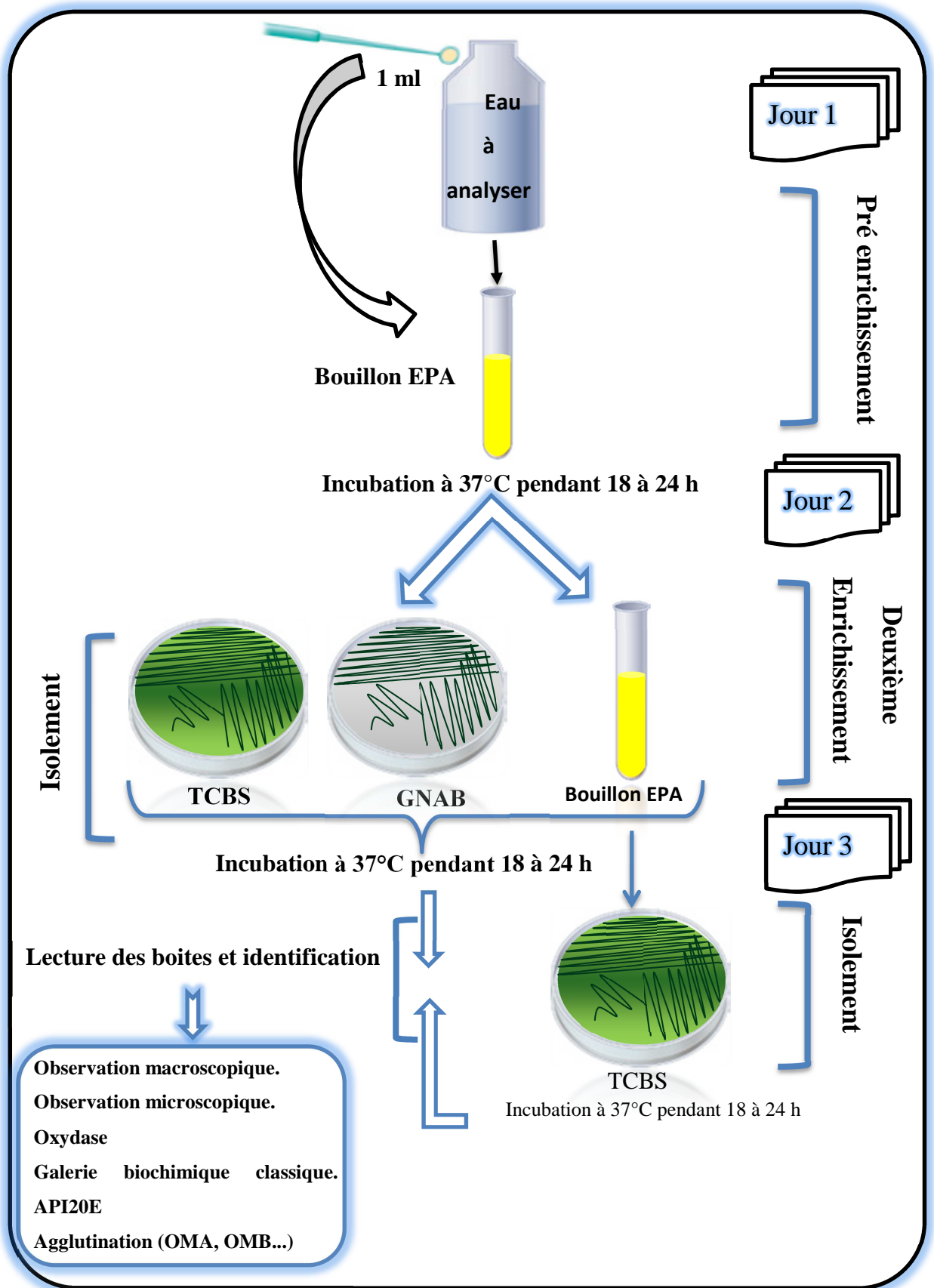


Figure 2-23. Protocole de recherche de *Vibrio*

2.3.3.6. Identification

A- Caractéristiques morphologiques

Dans les conditions données, chaque espèce bactérienne développe une colonie de taille, de forme, de couleur et de consistance caractéristiques. (SINGLETON, 1999).

Nous avons noté pour chaque type des colonies distinctes les caractéristiques suivants: (diamètre, contour, élévation, couleur, surface).

⊛ Examen microscopique

↳ Examen microscopique à l'état frais

Les renseignements obtenus par cette observation concernent principalement la mobilité des bactéries (DENIS, 2000; DELARRAS, 2003).

L'état frais permet d'observer des bactéries vivantes et apporte sur la morphologie, le mode de groupement, et la quantité approximative de bactéries (DELARRAS, 2003).

Technique

- ◆ Prendre une lame propre et bien dégraisée.
- ◆ A partir d'une culture en milieu liquide, déposer sur une lame propre bien dégraissée une goutte de la culture à étudier à l'aide d'une anse de platine préalablement stérilisée.
- ◆ A partir d'une culture sur milieu solide, déposer tout d'abord sur une lame une goutte d'eau distillée stérile. Puis apporter et dissocier dans l'eau un inoculum bactérien.
- ◆ Recouvrir d'une lamelle, puis luter la préparation avec de la paraffine ou de la vaseline.
- ◆ Observer au microscope à l'objectif moyen $\times 40$. Pour mettre en évidence certains détails de structure, utiliser alors l'objectif $\times 100$ à immersion.

Remarque:

Eviter de prolonger le temps d'observation d'un état frais au-delà de 3 minutes (DELARRAS, 2003).

↳ Examen microscopique après coloration de Gram

A partir des colonies suspectes isolées sur les milieux de cultures précédents, nous avons réalisé une coloration Gram.

Mode opératoire

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

- ◆ Préparer un frottis de la culture bactérienne pure.
- ◆ Recouvrir le frottis de cristal violet oxalaté ; laisser agir 1 minute ; rincer à l'eau distillée.
- ◆ Verser du Lugol et le laisser agir pendant 1 minute ; rincer à l'eau distillée.
- ◆ Décolorer à l'alcool à 95 °, entre 15 et 30 secondes puis rincer à l'eau distillée.
- ◆ Recolorer avec de la fushine pendant 10 secondes ; rincer à l'eau distillée.
- ◆ Sécher au-dessus de la flamme d'un bec Bunsen.
- ◆ Observer à l'objectif à immersion.
- ◆ Les bactéries « Gram positif » apparaissent en violet foncé, les bactéries « Gram négatif » en rose ou rouge.

B- Analyse Biochimique

Les épreuves biochimiques permettent en général de distinguer les espèces, même étroitement apparentées entre elles (**TORTORA & AL, 2003**).

Cette approche nous oriente sur le métabolisme suivi par les bactéries et les enzymes qu'elles possèdent.

Tous les tests du métabolisme, glucidique et protéique sont réalisés dans la galerie Api 20 E et Api NE.

✪ Études des enzymes respiratoires

↳ Recherche de l'oxydase

Principe

Ce test est fondé sur la production d'une oxydase intracellulaire par certaines bactéries. La réaction de l'oxydase est causée par la présence d'un système de cytochrome oxydase qui active l'oxydation de cytochrome (DELARRAS, 2003).

Utilité

Le test oxydase est surtout utile pour l'identification des souches de *Neisseria sp.* (Famille des *Neisseriaceae*) oxydase+ ; dans la différenciation des bacilles à Gram négatif de la famille des *Pseudomonadaceae* oxydase+ et de la famille des *Enterobacteriaceae* oxydase- (LEBOFFE ET BURTON, 2011; DELARRAS, 2003).

Technique

Déposer sur une lame porte-objet propre un disque commercialisé, et l'imbiber avec une goutte d'eau distillée ou d'eau physiologique stérile. Prélever une partie de la colonie à étudier à l'aide d'une pipette pasteur boutonnée stérile et l'étaler sur le disque. Une coloration violet foncé, puis noire, apparaît immédiatement ou en quelques secondes : test oxydase+.

Remarque: ce test comporte des causes d'erreurs. Ainsi, par exemple, il ne faut pas utiliser l'anse de platine (fil nickel-chrome) qui peut oxyder le réactif (DELARRAS, 2003).

✪ Recherche du métabolisme glucidique

↳ Test ONPG hydrolase ET test β -galactosidase

La recherche de l'ONPG-hydrolase est une recherche complémentaire à l'étude de la dégradation du lactose ; elle est encore appelée test de l'orthonilrophenyl- β -D-galactopyranoside ou ONPG.

Pour que des bactéries hydrolysent le lactose (β -galactoside), il faut qu'elles possèdent deux enzymes :

- ◆ - une β -galactoside-perméase membranaire, permettant la pénétration du lactose dans la cellule ;
- ◆ - une β -galactosidase catalysant l'hydrolyse proprement dite du lactose en β galactose et β glucose (**LEBOFFE ET BURTON, 2011 ; DELARRAS, 2003**).
- ◆ - L'ONPG est un analogue structural du lactose (structure proche du lactose), il s'hydrolyse en galactose et en orthonitrophenol (composé soluble jaune). (Figure. 2-24) (Figure 2-25).

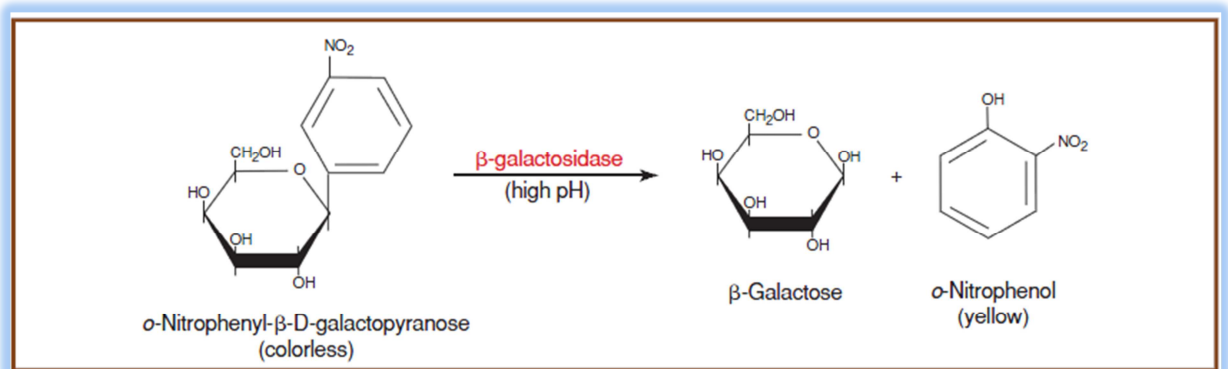


Figure 2-24, La réaction de l'hydrolyse de l'ONPG en β Galactose et orthonitrophenol (**LEBOFFE ET BURTON, 2011**)

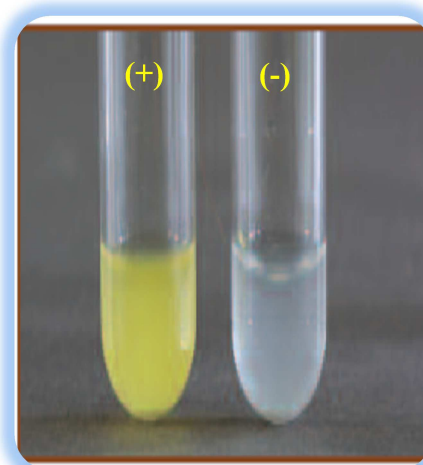


Figure 2-25. Test ONPG.

↳ Utilisation du citrate comme source de carbone

Le milieu utilisé ne contient que le citrate comme seule source de carbone. Seules les bactéries possédant un citrate perméase seront donc capables de se développer sur ce milieu en provoquant la libération des OH qui alcalinisent le milieu, donc il y aura virage au bleu (DENNIS & AL, 2007 ; LEBOFFE & BURTON, 2011; 2012).

↳ Étude des différentes voies fermentatives intermédiaires

L'étude des différentes voies fermentatives intermédiaires permet d'effectuer une différenciation entre la fermentation des acides mixtes (réaction rouge de méthyle: RM) et butylène glycolique (réaction Voges Proskauer, VP) (DENNIS & AL, 2007; LEBOFFE & BURTON, 2011)

↳ Milieu mannitol-mobilité

Il s'agit d'un milieu semi solide contenant entre autre du mannitol, du rouge de phénol comme indicateur de pH, après régénération au bain marie pendant 20 minutes, le milieu est refroidi totalement puis ensemencé par piqure central. Lorsque l'indicateur coloré passe du rouge au jaune, ce qui correspond à l'acidification du milieu, le mannitol a été utilisé. Le caractère mobile est défini dans ce milieu par un trouble envahissant toute la largeur de la gélose de part et d'autre de la piqure centrale, alors qu'une bactérie immobile ne se développe que le long de la piqure centrale (DELARRAS, 2003).

↳ Étude de la voie d'attaque des glucides

L'étude de la voie d'attaque des glucides permet de distinguer les bactéries à métabolisme oxydatif ou fermentatif ou les deux à la fois (TORTORA & AL, 2003).

⊛ Métabolisme protéique

↳ Recherche des décarboxylases

Les décarboxylases, scindent les acides aminés entraînant la formation de l'amine Correspondante avec la libération de CO₂, suivant la réaction : Il s'agit d'enzymes induites, dont la synthèse est favorisée par un pH acide (pH =3.5- 5.5) et des conditions d'anaérobiose (LEBOFFE & BURTON, 2011).

Les décarboxylases sont:

- ◆ Lysine décarboxylase (LDC): **Lysine** \xrightarrow{LDC} **Cadavérine** + **CO₂**
- ◆ L'ornithine décarboxylase ou (ODC): **Ornithine** \xrightarrow{ODC} **Putricine** + **CO₂**
- ◆ L'arginine dihydrolase ou (ADH) : **Arginine** \xrightarrow{ADH} **Agmatine** + **CO₂**.
(LEBOFFE & BURTON, 2011).

↳ Test indole

Principe

Le tryptophane (acide amine) est directement apporté dans le milieu de culture sous forme L) ou contenu dans une peptone à teneur élevée en tryptophane (peptone tryptique de caseine) qui doit être exempte d'indole (DELARRAS, 2003).

Intérêt du test

Le test indole permet d'identifier les bactéries capables de produire l'indole à partir du tryptophane en présence de l'enzyme de la tryptophanase (LEBOFFE & BURTON, 2011)

Technique

Par une réaction complexe, le tryptophane est décomposé en présence d'une tryptophanase en indole et produits. (Figure 2-26), Après incubation, l'ajoute de réactif de Kovacs permet de mettre en évidence l'indole forme (Figure 2-27). La couche alcoolique se sépare de la couche aqueuse et se colore alors en rouge: le test est indole+; sinon, elle est de couleur jaune (couleur du réactif): le test est indole (Figure 2-28) (DELARRAS, 2003).

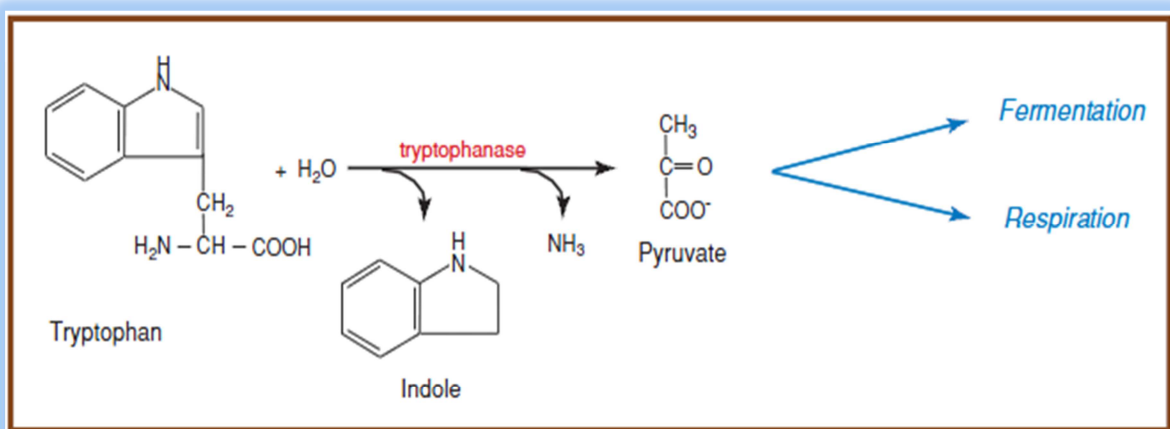


Figure 2-26. Catabolisme du tryptophane
(LEBOFFE & BURTON, 2011)

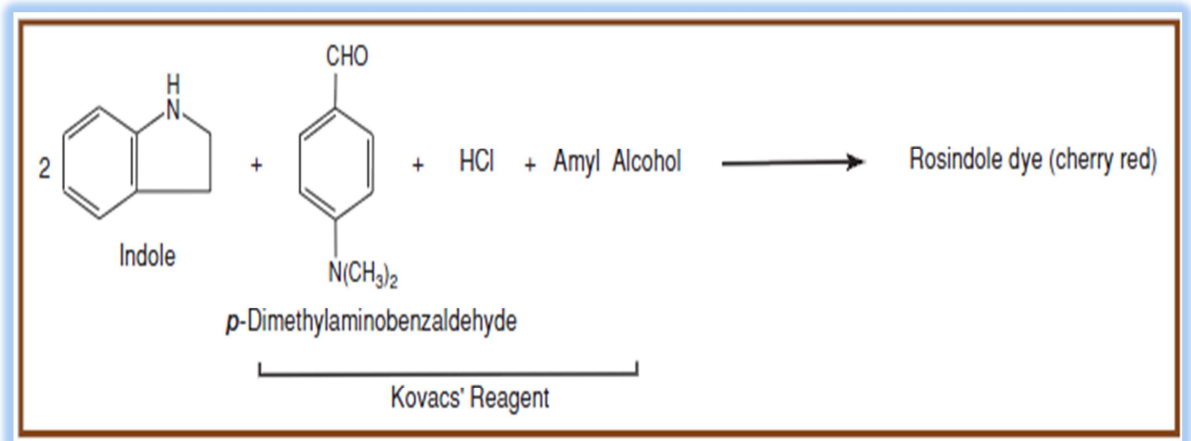


Figure 2-27. Réaction de l'indole avec le réactif de Kovacs
(LEBOFFE & BURTON, 2011)

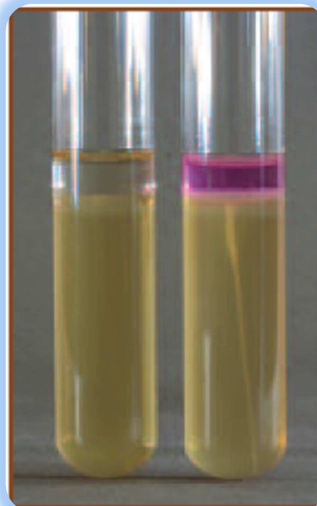


Figure 2-28. Test d'indole

C- Les Galeries biochimiques

⊛ La Galerie API 20 E

La galerie API 20 E est un système pour l'identification des *Enterobacteriaceae* et autre bacilles Gram (-), utilisant 20 tests biochimiques standardisés et miniaturisés, ainsi qu'une base de données. Principe : La galerie API 20 E comporte 20 micro-tubes contenant des substrats sous forme déshydratée. Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés

spontanés ou révélés par l'addition de réactifs, la lecture de ces réactions se fait selon le profil numérique à l'aide du catalogue analytique API 20 E.

↳ **Mode opératoire**

L'opération s'effectuée selon les étapes suivantes :

- ◆ Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir environ 5 ml d'eau distillée dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide.
- ◆ Ouvrir une ampoule d'API NaCl 0,85 % Medium (5 ml) ou une ampoule d'API Suspension Medium (5 ml) ou utiliser un tube contenant 5 ml d'eau physiologique stérile ou d'eau distillée stérile, prélever une seule colonie bien isolée sur milieu gélosé. Utiliser préférentiellement des cultures jeunes (18-24 heures).
- ◆ Réaliser une suspension bactérienne en homogénéisant soigneusement les bactéries dans le milieu.
- ◆ Remplir tubes et cupules des tests : **CIT**, **VP** et **GEL** avec la suspension bactérienne.
- ◆ Remplir uniquement les tubes (et non les cupules) des autres tests.
- ◆ Créer une anaérobiose dans les tests : **ADH**, **LDC**, **ODC**, **URE**, **H₂S** en remplissant leur, cupules avec l'huile de paraffine.
- ◆ Refermer la boîte d'incubation, coder et placer à 37°C pendant 18-24 heures.

Lecture

- ◆ Noter sur la fiche de résultats toutes les réactions spontanées. - Si le glucose est positif et / ou si 3 tests ou plus sont positifs : révéler les tests nécessitant l'addition de réactifs.
- ◆ Test VP : ajouter une goutte de réactifs VP1 et VP2. Attendre au minimum 10 minutes. Une couleur rose franche ou rouge indique une réaction positive.
- ◆ Test TDA : ajouter une goutte de réactif TDA. Une couleur marron foncée indique une réaction positive.
- ◆ Test IND : ajouter une goutte de réactif de Kovacks. Un anneau rouge obtenu en 2 minutes indique une réaction positive.
- ◆ La lecture doit se faire selon le profil numérique à l'aide du catalogue analytique API 20 E.

❖ API 20 NE

API 20 NE est un système standardisé pour l'identification des bacilles à Gram négatif non entérobactéries et non fastidieux (ex. *Pseudomonas*, *Acinetobacter*, *Flavobacterium*, *Moraxella*, *Vibrio*, *Aeromonas*, etc.)

La galerie API 20 NE comporte 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les tests conventionnels sont inoculés avec une suspension bactérienne saline qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. Les tests d'assimilation sont inoculés avec un milieu minimum et les bactéries cultivent seulement si elles sont capables d'utiliser le substrat correspondant.

Mode opératoire

- ◆ La préparation de la galerie API 20 NE se fait de la même façon que l'API 20 E.
- ◆ Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule de NaCl 0,85% Medium ou dans un tube d'eau distillée stérile, de turbidité égale à celle de l'étalon 0,5 Mcfarland.
- ◆ Remplir les tubes (et non les cupules) des tests NO₃ à PNPG avec la suspension précédente. Eviter la formation de bulles.
- ◆ Transférer 200 µl (4 à 8 gouttes) de la suspension précédente, dans une ampoule AUX Medium. Homogénéiser.
- ◆ Remplir les tubes et cupules des tests GLU à PAC.
- ◆ Remplir d'huile de paraffine les cupules des trois tests GLU, ADH, URE.
- ◆ Incuber 24 heures à 30°C.

Lecture

- ◆ Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au Tableau de Lecture.
- ◆ Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs.

Identification

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du tableau de Lecture et l'identification est obtenue à l'aide du Catalogue Analytique ou d'un logiciel d'identification.

✪ API 20 staph

API *Staph* est un système standardisé pour l'identification des genres *Staphylococcus*, *Micrococcus* comprenant des tests biochimiques miniaturisés ainsi qu'une base de données.

La galerie API Staph comporte 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les microtubes sont inoculés avec une suspension bactérienne réalisée dans API Staph Medium qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.

Mode opératoire

- ◆ Préparer une suspension bactérienne homogène, d'opacité égale à 0,5 de McFarland. Utiliser préférentiellement des cultures jeunes (18-24 heures).
- ◆ Remplir les tubes de la galerie avec API *Staph* Mediumensemencé.
- ◆ Ne remplir que les tubes et non les cupules, sans dépasser le niveau du tube.
- ◆ Créer une anaérobiose dans les tests ADH et URE en remplissant leur cupule d'huile de paraffine.
- ◆ Renfermer la boîte d'incubation.
- ◆ Incuber à $36^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ pendant 18-24 heures.

Lecture

- ◆ Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au Tableau de Lecture.
- ◆ Réaliser les tests nécessitant l'addition des réactifs.

3. RESULTATS ET DISCUSSION

Dans ce chapitre, on s'intéresse à la représentation sous formes graphiques les résultats des analyses physico-chimiques et bactériologiques obtenues, suivi d'une discussion, d'une interprétation et d'une analyse statistique des données.

Contenu

- 3.1. Résultats des analyses physico-chimiques.
- 3.2. Résultats des analyses bactériologiques.

Les eaux naturelles constituent un milieu complexe. Si leurs compositions sont en relation directe avec les constituants des sols et des couches géologiques traversées, la qualité des eaux est largement affectée par le couvert végétal, les pratiques agricoles, l'urbanisation et plus généralement par l'activité économique développée dans les paysages où elles coulent.

Les résultats des analyses effectuées sont représentés et discutés dans ce chapitre.

3.1. Résultats des analyses physico-chimiques

3.1.1. La température

La température est un facteur écologique important du milieu, elle agit sur les réactions chimiques et biochimiques, et le développement des organismes vivants dans l'eau particulièrement les microorganismes (MEKAIKIA & AL, 2007)

La température agit sur la densité, la viscosité et la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissous (MAKHOUKH & AL, 2011).

En effet, la température est un facteur écologique très important qui a une grande influence sur les propriétés physico-chimiques des écosystèmes aquatiques (MERZOUG, 2009).

Les résultats de mesure de la température de l'eau sont résumés ci-dessous. (Figure 3-1)

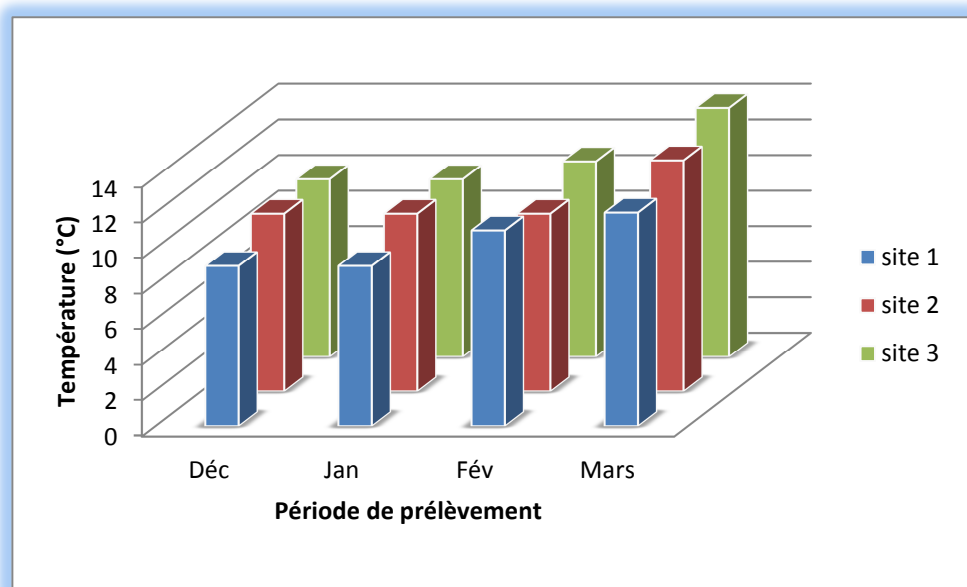


Figure 3-1. Variation de la température de l'eau des Garaets.

D'après les résultats, la température minimale obtenue est de 8°C enregistrée au niveau du premier site (Garaet Hadj Tahar) durant le mois de janvier. La température maximale est de 14°C notée dans le troisième site (Garaet Lemsouessa) durant le mois de mars. La température de l'eau varie en fonction de la température extérieure (air) (Figure 3-2), l'insolation et l'heure de prélèvement.

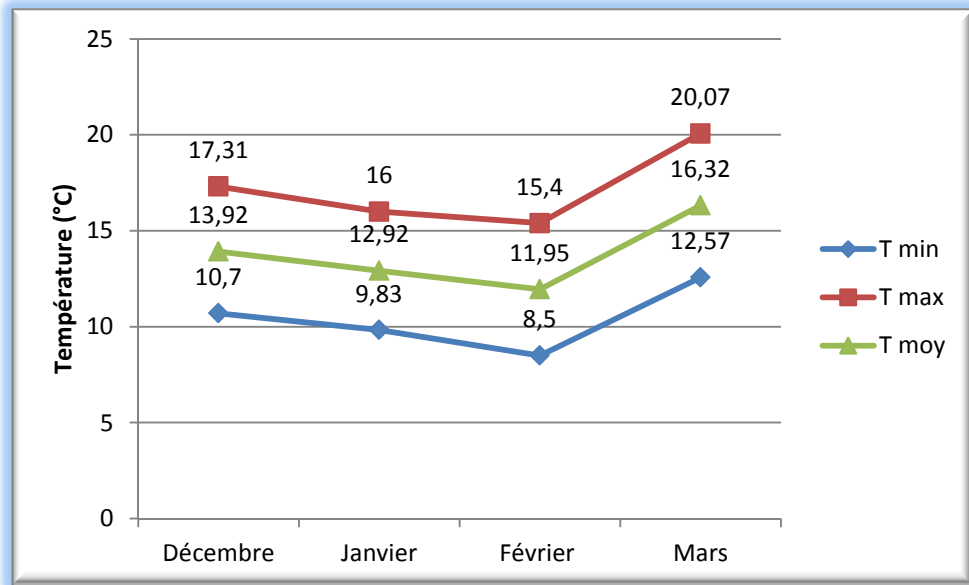


Figure 3-2. Variations de la température de l'air durant la période d'étude. (À partir de décembre 2012 jusqu'à mars 2013) (ONM, 2013)

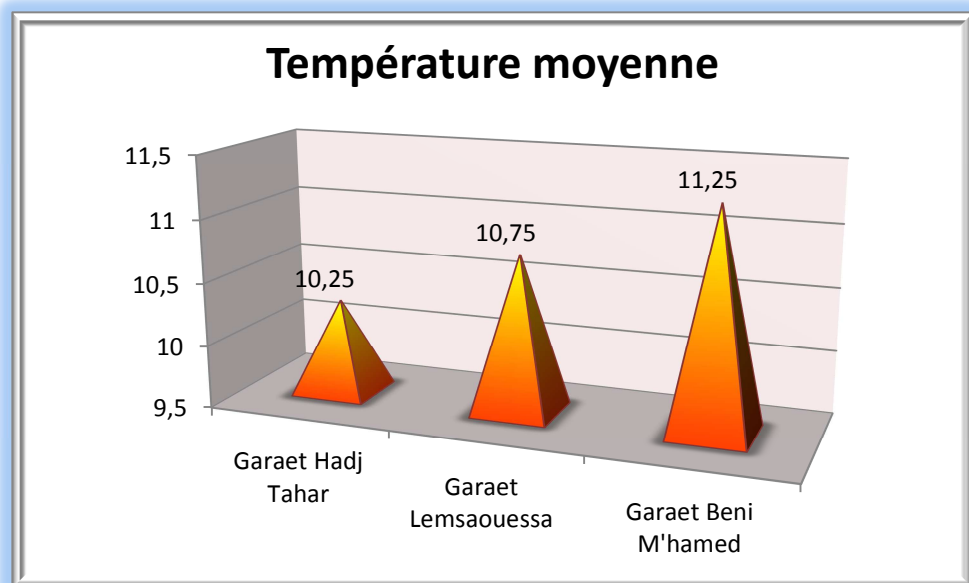


Figure 3-3. Températures moyennes de l'eau des 3 sites durant la période d'étude.

Les valeurs de la température enregistrées sont basses, parce que l'étude que nous avons effectuée s'étale sur la période hivernale (à partir du mois de décembre jusqu'à mars).

L'élévation de la température peut perturber le milieu mais peut aussi être un facteur d'accroissement de la production biologique (GAUJOUS, 1995).

Selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température (Tableau 3-1), l'eau dans les trois sites est de qualité normale ($T^{\circ} < 20^{\circ}\text{C}$).

Tableau 3-1. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température. (IN MERZOUG, 2009)

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

3.1.2. Le potentiel d'oxygène (pH)

Le pH (potentiel Hydrogène) mesure la concentration en ions H^+ de l'eau. Ce paramètre conditionne un grand nombre d'équilibres physico-chimiques, et dépend de facteurs multiples, dont la température et l'origine de l'eau. (1)

Les résultats des mesures du pH montrent que l'eau au niveau des trois zones d'étude est de pH plus au moins neutre. Il oscille entre 6 et 7.5, la valeur maximale est enregistrée le mois de février au niveau des 3 sites et le mois de mars au niveau du Garaet Beni M'hamed. La valeur minimale du pH est mesurée à Garaet Lemsouessa pendant le mois de décembre. (Figure 3-4)

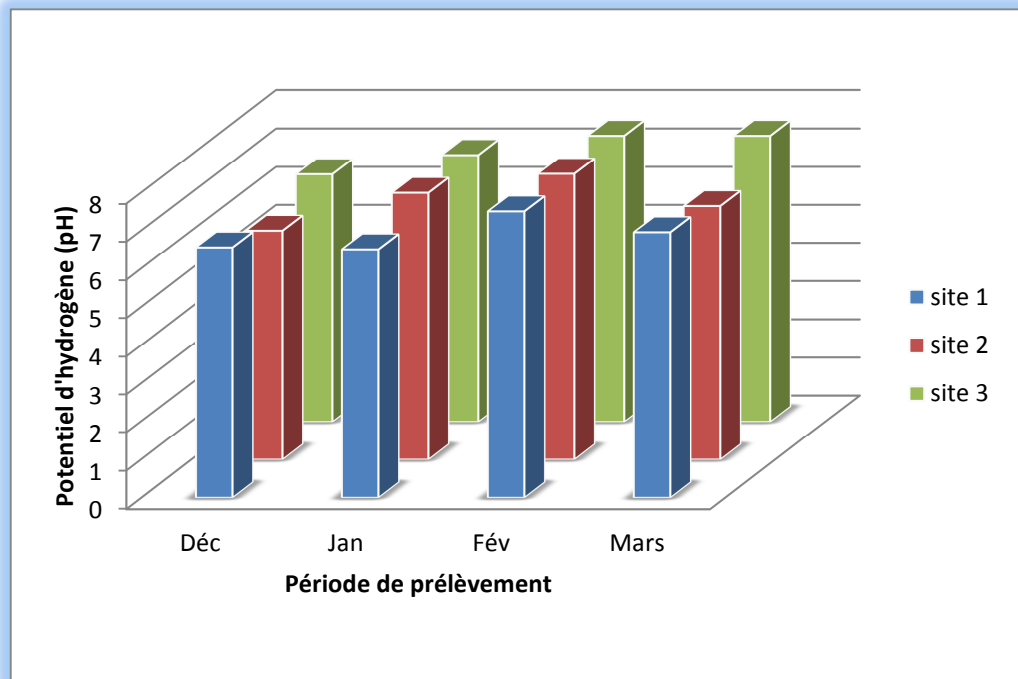


Figure 3-4. Variation du potentiel d'hydrogène (pH) d'eau.

Tableau 3-2 classification de l'eau selon le pH (IN MERZOUG, 2009).

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 surfaces
5.5 < pH < 8	eaux souterraines
pH > 8	alcalinité, évaporation intense

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 des garaets est bonne (de 6.5 à 8.5).

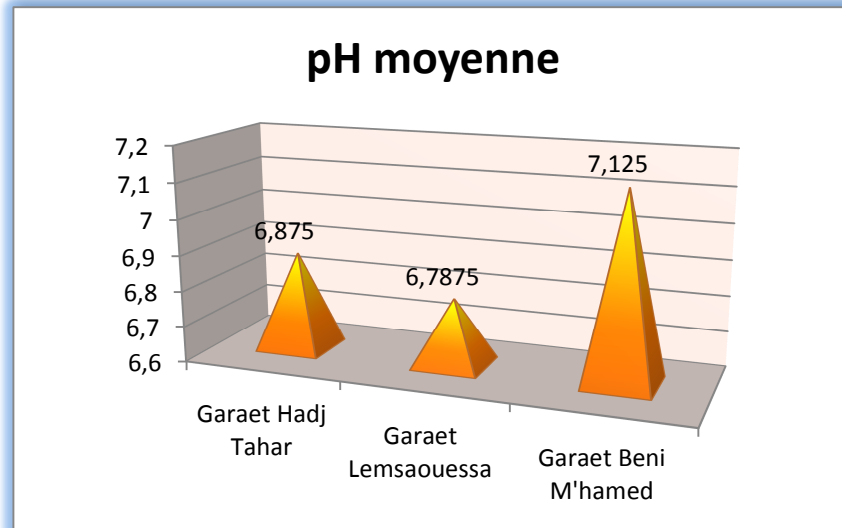


Figure 3-5. Variation moyenne du pH de l'eau des Garaets.

3.1.3. La conductivité électrique

La mesure de la conductivité permet d'apprécier la quantité des sels dissous dans l'eau, donc de sa minéralisation.

La conductivité électrique dépend des charges de matières organiques endogènes et exogènes, génératrices de sels après décomposition et minéralisation et également avec le phénomène d'évaporation qui concentre ces sels dans l'eau, elle varie aussi suivant le substrat géologique traversé (BELGHITI, 2011).

La mesure de la conductivité de l'eau permet d'estimer sa minéralisation, et donc la quantité de sels dissous apportés au sol. Cette mesure est cependant incomplète car elle n'intègre pas le type de minéraux apportés (GOUAIDIA, 2012).

Les valeurs de La conductivité électrique mesurées au cours de la période d'étude sont résumées dans la figure 3-6.

Les valeurs de la conductivité électrique montrent une différenciation remarquable entre les trois sites, notamment au niveau de Garaet Beni M'hamed où la valeur de la conductivité électrique atteint la valeur maximale de 28500 $\mu\text{s}/\text{cm}$ au mois janvier. La valeur minimale (305 $\mu\text{s}/\text{cm}$) est mesurée le mois de février au niveau de Garaet Lemsouessa.

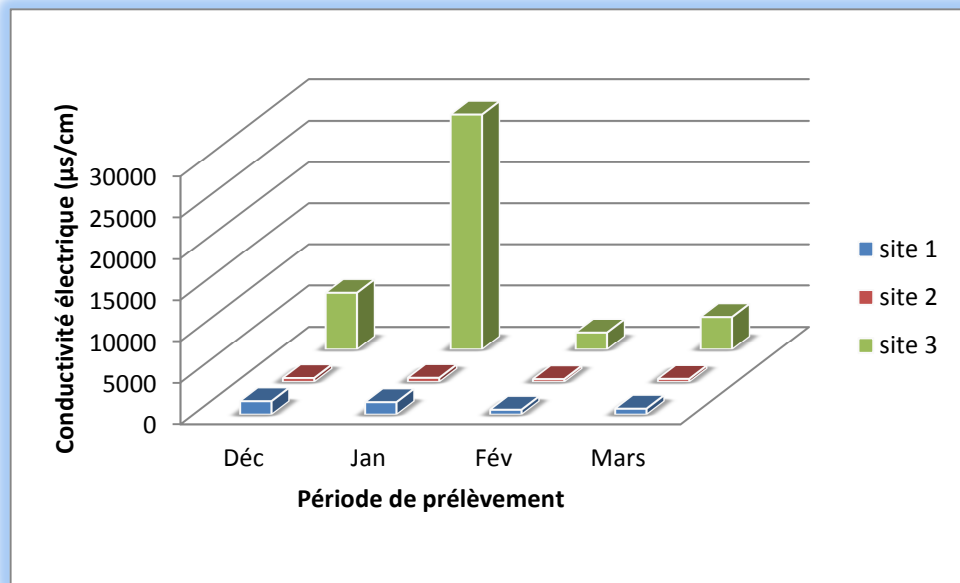


Figure 3-6. Variation de la conductivité électrique de l'eau.

L'élévation des valeurs de la conductivité électrique pendant le mois de janvier est dû à l'augmentation de la température ce qui induit une forte évapotranspiration et par conséquent une augmentation de la concentration des éléments dissous.

À partir des valeurs de la conductivité électrique moyenne (Figure 3-6.) enregistrées pour chaque sites nous pouvons conclure que :

- ✪ l'eau de Garaet Hadj Tahar est très minéralisée ($500 < CE < 1000 \mu\text{s/cm}$) et parfois saline ($1000 < CE < 3000 \mu\text{s/cm}$) ;
- ✪ l'eau de Garaet Lemsouessa est moyennement minéralisée ($300 < CE < 500 \mu\text{s/cm}$).
- ✪ l'eau de Garaet Beni M'hamed est saumâtre ($1000 < CE < 3000 \mu\text{s/cm}$) mais parfois peut atteindre des valeurs élevées ($CE > 3000 \mu\text{s/cm}$). (voir tableau 2-3)

D'après la grille d'appréciation de la qualité de l'eau (Tableau 3-1), nous pouvons noter que l'eau de Garaet Hadj Tahar et l'eau de Garaet Lemsouessa sont d'excellente qualité ($CE < 2500 \mu\text{s/cm}$), par contre l'eau de Garaet Beni M'hamed est variée entre excellente ($CE < 2500 \mu\text{s/cm}$), médiocre ($3500 < CE < 4000 \mu\text{s/cm}$), et excessivement pollué ($CE > 4000 \mu\text{s/cm}$).

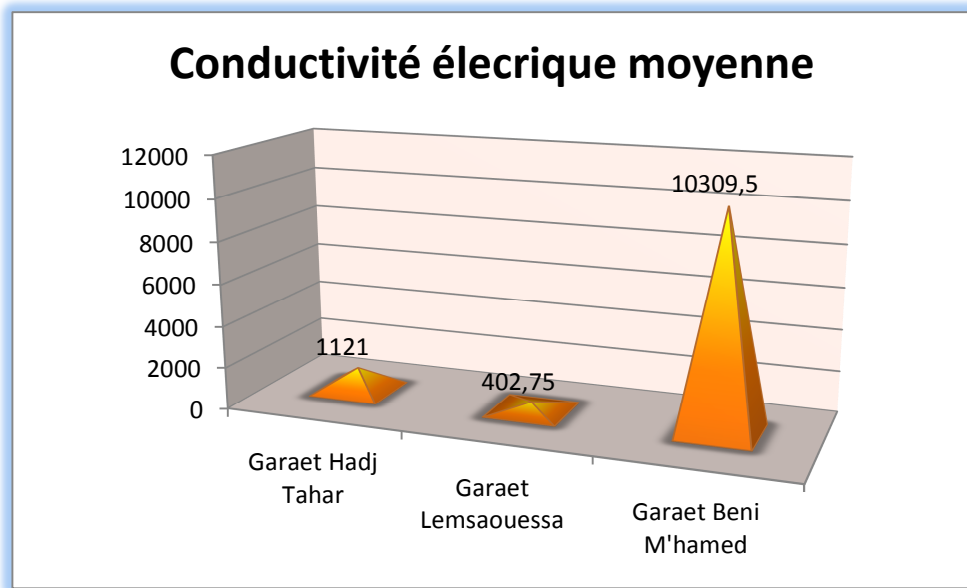


Figure 3-7. Variation de la conductivité électrique moyenne de l'eau dans les 3 sites.

Tableau 3-3. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la conductivité électrique (MINISTÈRE DE RESSOURCE EN EAU, 2003).

Classe de qualité	Excellente	Bonne	Passable	Médiocre	Pollution excessive
Conductivité (µS/cm)	2500	3000	3500	4000	>4000

D'après **Rodier (2005)** Une conductivité de l'eau supérieure à 1500 µS/ cm fait considérer une eau comme difficilement utilisable dans les zones irriguées. Ainsi d'après **Rodier (2005)** l'eau de Garaet Beni M'hamed est déconseillée à l'utilisation agricole.

L'augmentation excessive de la conductivité électrique entraîne une perturbation du milieu; elle influe sur la pression osmotique ou le problème de régulation chez les organismes aquatiques sensibles (**GAUJOUS, 1995**).

Tableau 3-4 classification des eaux selon l'aptitude à l'irrigation (1)

Classe	conductivité $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 25°C	Remarques
C1	$0 < C < 250$	- faible minéralisation de l'eau - utilisation sur la plupart des cultures et des sols.
C2	$250 < C < 750$	- minéralisation moyenne - utilisation sur sol modérément lessivé et plantes moyennement tolérantes au sel
C3	$750 < C < 2250$	- eau salée - utilisation sur sol bien drainé et plantes tolérantes au sel - contrôle de l'évolution de la salinité obligatoire
C4	$2250 < C < 5000$	- minéralisation forte - utilisation non souhaitable en agriculture

3.1.4. La salinité

La salinité est une mesure sans unité qui exprime la masse de sels dissous que contient une eau.

Le lessivage intense des sols se traduit par une augmentation de la salinité (ANGELIER, 2000).

Les résultats de mesure de la salinité sont illustrés dans la figure ci-dessous. (Figure 3.8)

D'après la figure 3.8 on note une différence remarquable de la salinité des 3 sites;

- ✪ Au niveau de Garaet Lemsouessa la salinité est nulle durant toute la période d'étude cette stabilité est due probablement à la nature du sol ou à la densité de la végétation qui tapisse le marais
- ✪ Au niveau de Garaet Hadj Tahar la salinité présente peu de variation la valeur maximale a été enregistrée durant le mois de décembre et la valeur minimal 0,1 a été notée durant les mois de février et mars.

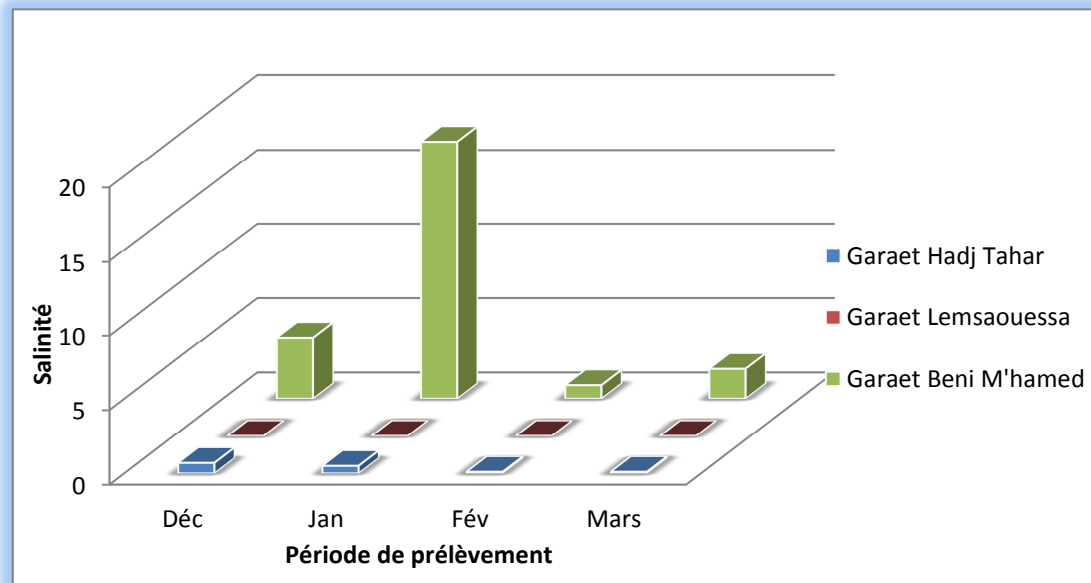


Figure 3-8: Variation de la salinité de l'eau

- ☉ Au niveau de Garaet Beni M'hamed les valeurs de la salinité sont variables et élevées oscillent entre (0,9 -17,3).

D'après **GAUJOUS (1995)** ; Les milieux saumâtres (étang littoraux, estuaires) sont caractérisés par une salinité naturellement variable.

La différence de la salinité enregistrée peut être expliquée par les variations des conditions climatiques (l'augmentation de la température et l'évaporation d'un côté et la diminution de la précipitation d'un autre), ou bien à la nature du terrain (forte perméabilité du sol) .Ces conditions agissent d'une façon remarquable sur le niveau de l'eau de Garaet Beni M'hamed qui subit une diminution remarquable durant le mois de janvier sous l'effet de la température et l'évaporation et par conséquent une augmentation de la salinité (17,3). Par contre durant le mois de février nous avons enregistré des valeurs minimales de la salinité de 0,9 que nous pouvons l'expliquer par l'augmentation de la pluviométrie qui atteint 23,5 mm (Voir Annexe 9), sous l'effet de la dilution l'eau devient moins salée.

Selon **HADJ SAID & AL (2003)** ; La nappe côtière de Guerbes présente une salinité variable. Dans le secteur côtier, elle serait due au biseau salé, donc à une pollution marine. Ceci est favorisé par la forte perméabilité du terrain.

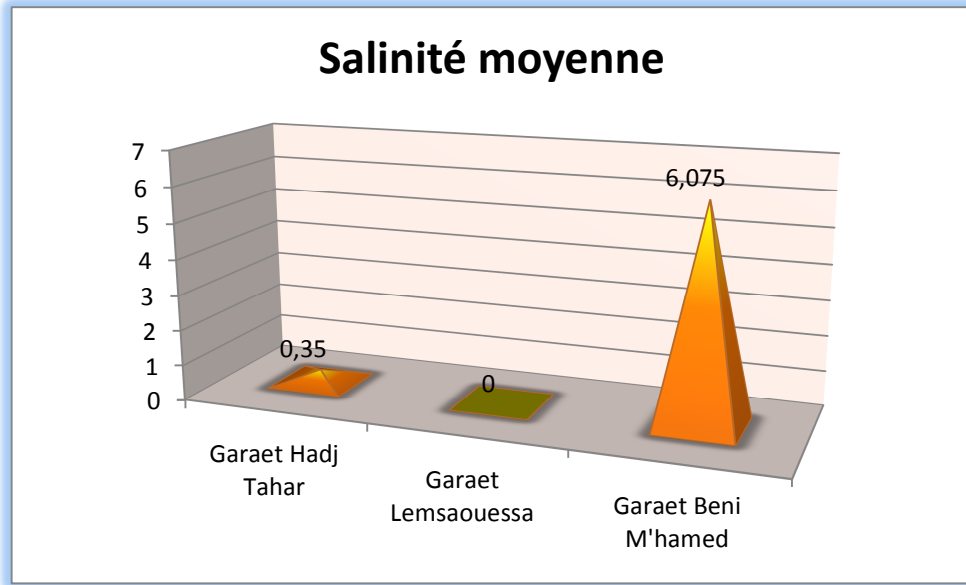


Figure 3-9. Variation moyenne de la salinité de l'eau durant la période hivernal.

D'après la figure 3-9, la salinité moyenne de l'eau durant la période hivernale est nulle pour Garaet Lemsouessa, faible pour Garaet Hadj Tahar, et importante pour Garaet Beni M'hamed.

3.1.5. Le total des solides dissous (TDS)

TDS signifie total des solides dissous et représente la concentration totale des substances dissoutes dans l'eau.

D'après ANGELIER ; dans les eaux naturels les selles dissous apparaissent comme un facteur de production végétal et de l'eutrophisation

La figure 3-10 représente les valeurs du TDS enregistrées durant la période d'étude.

- ✪ Au niveau de Garaet Hadj Tahar le TDS se varie entre (1351 mg/l – 591 mg /l) la valeur maximale est enregistrée au mois de décembre, et la valeur minimale au mois de mars.
- ✪ Au niveau de Garaet Lemsouessa nous avons enregistré des valeurs faibles du TDS (258mg/l-389 mg/l).
- ✪ Au niveau de Garaet Beni M'hamed nous avons enregistré les valeurs élevées, la valeur la plus faible est de 1653 mg/l mesurée pendant le mois de février, et pour les autres mois le TDS est >2000 mg/l (l'appareil ne peut pas mesurer que les valeurs inférieures à 2000).

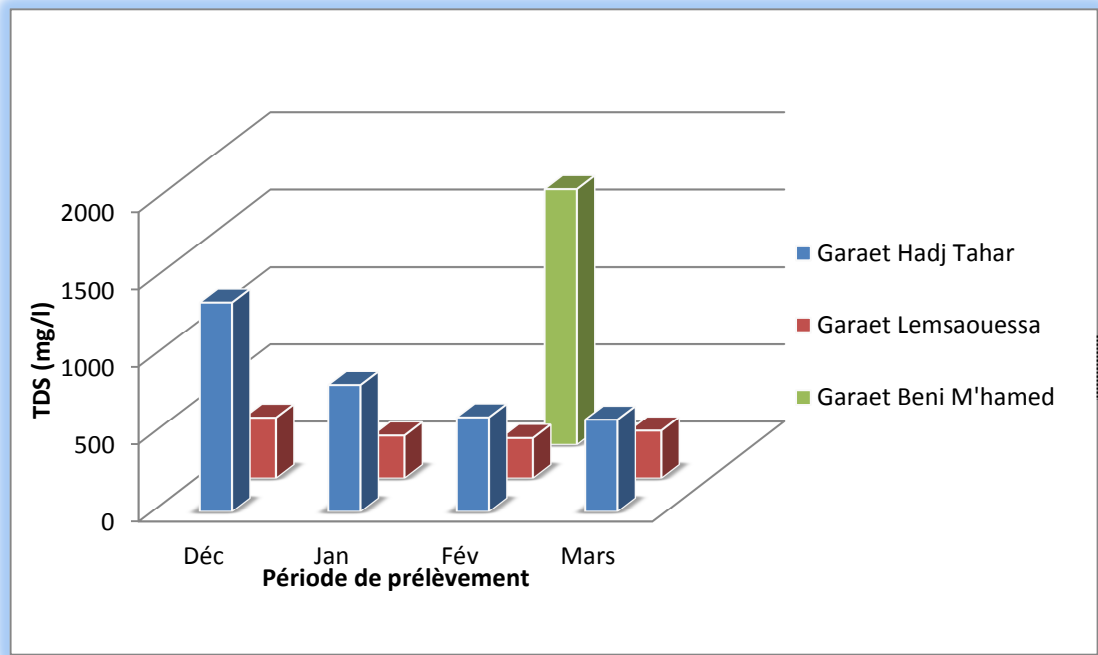


Figure 3-10. Variations de la TDS de l'eau

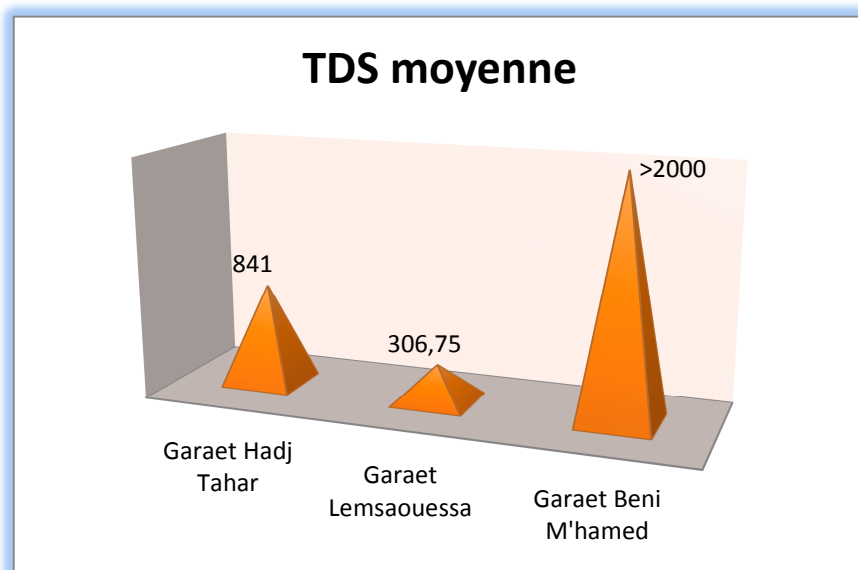


Figure 3-11. Variations moyennes de la TDS de l'eau pendant la période hivernale.

D'une manière générale, la teneur de l'eau en sels dissous est comme celles de la conductivité et de la salinité varie selon les conditions climatiques ; la diminution dans les périodes pluviales peut être attribuée à un phénomène de dilution. Cependant, ce paramètre croît progressivement avec l'évaporation de l'eau (l'augmentation de la température).

D'après le tableau ci-dessous nous pouvons classer l'eau de nos sites d'étude selon la teneur en solides dissous (TDS) comme suit:

Eau de Garaet hadj Tahar et Garaet Lemsouessa est douce par contre l'eau de Garaet Beni M'hamed est saumâtre.

Tableau 3-5. Classification des eaux selon le TDS (DESJARDINS, 1997).

Type d'eau	TDS (mg/l)
Eau douce	< 500
Eau légèrement saumâtre	1000-5000
Eau modérément saumâtre	5000-15000
Eau très saumâtre	15000-35000
Eau de mer	35000-42000

3.1.6. L'oxygène dissous

Les échanges gazeux s'effectuent à l'interface eau atmosphère (ANGELIER, 2000).

Comme c'est le cas pour tous les gaz atmosphériques, la solubilité ou saturation de l'oxygène varie avec la température, la pression partielle et la salinité des eaux (RODIER, 2005).

La figure 3-12 représente les valeurs de la saturation en oxygène enregistrées durant la période d'étude.

- ✪ Au niveau de Garaet Hadj Tahar la saturation en oxygène est comprise entre 51-78% la valeur maximale est enregistrée pendant le mois de février, et la valeur minimale est enregistrée pendant le mois de mars.
- ✪ Au niveau de Garaet Lemsouessa la valeur maximale est de 73% est enregistrée pendant le mois de Février, et la valeur minimale est de 58,4 % est notée pendant le mois de décembre.
- ✪ Au niveau de Garaet Beni M'hamed les valeurs se varient entre 53et 80 % la valeur minimale enregistrée durant le mois de février et la valeur maximale pendant le mois de janvier.

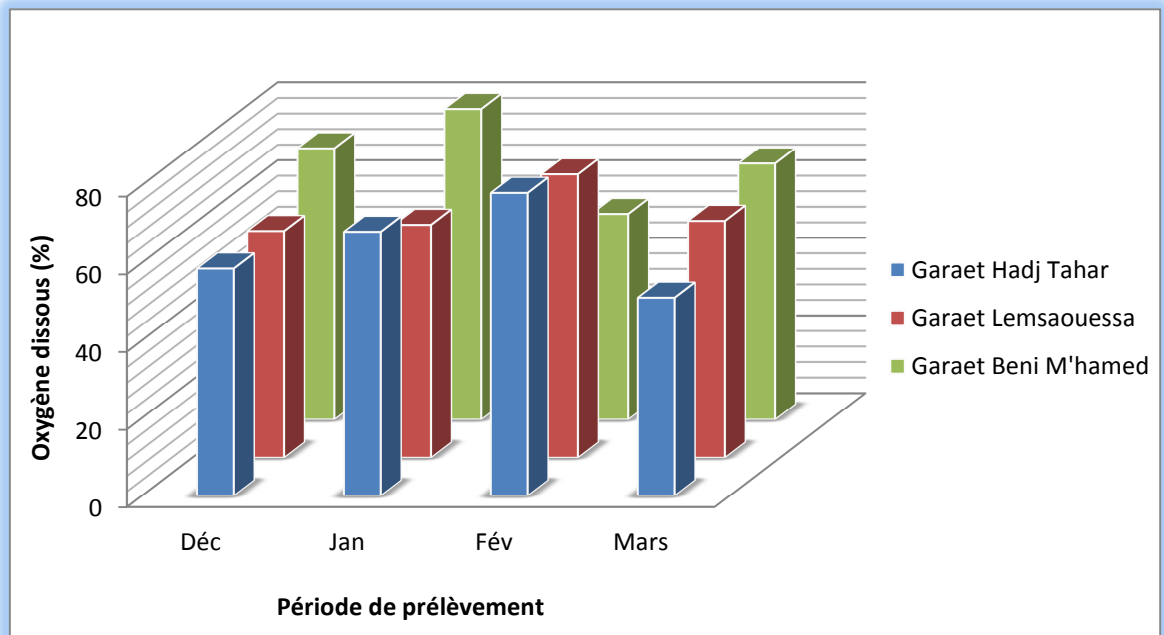


Figure 3-12: Variation de la saturation en oxygène dissous.

Les variations de la teneur en oxygène pouvant être fonction de la présence des végétaux, des matières organiques oxydables, des organismes et des germes aérobies (RODIER, 2005).

La concentration en oxygène dissous est un paramètre essentiel dans le maintien de la vie, et donc dans les phénomènes de dégradation de la matière organique et de la photosynthèse. (1) L'oxygène dissous est donc un paramètre utile dans le diagnostic biologique du milieu.

Le problème de l'oxygène dissous se pose en revanche dans les eaux polluées, à forte charge en matière organique lorsque sa consommation par les bactéries aérobies prédominantes par rapport aux échanges à l'interface eau-atmosphère (ANGELIER, 2000).

D'après la figure 3-13 les valeurs moyennes de la saturation en oxygène sont de 63,87% pour Garaet Hadj Tahar, 63,1% pour Garaet Lemsouessa et 67,22% pour Garaet Beni M'hamed.

Selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la saturation en oxygène (Tableau 3-6) l'eau des 3 garaets est de qualité bonne à passable durant la période hivernale

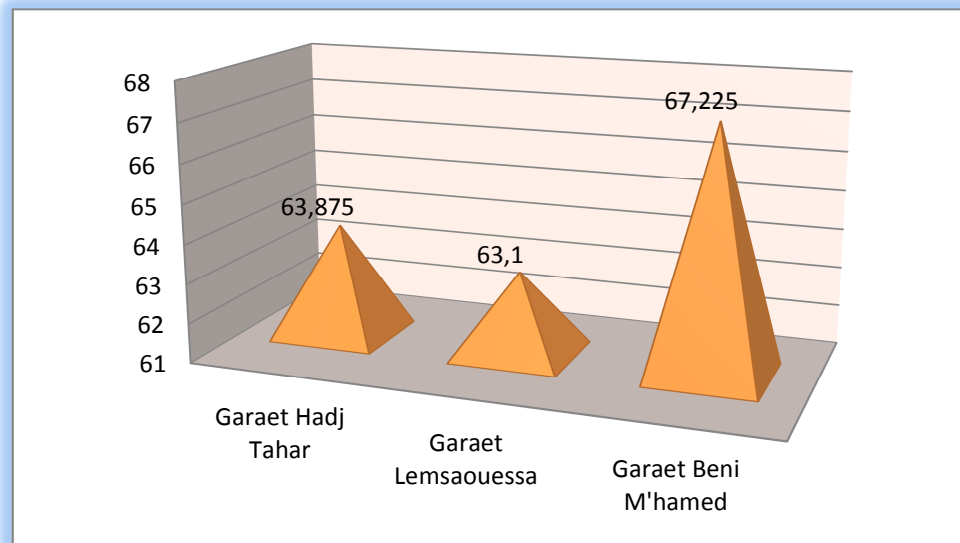


Figure 3-13. Variation moyenne de la saturation en oxygène durant la période hivernale.

Tableau 3-6 : Grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la saturation en oxygène (MINISTÈRE DES RESSOURCES EN EAU, 2003).

Classe de qualité	Excellente	Bonne	Passable	Médiocre	Pollution excessive
Oxygène dissous (%)	90	70	50	30	>30

3.1.7. Matière en suspension (MES)

Les MES représentent des impuretés non dissoutes dans l'eau (BERNE & CORDONNIER, 1991).

Selon la figure 3-14 les teneurs en MES sont variables dans les 3 sites pour les 4 prélèvements que nous avons effectués.

- ✪ Au niveau de Garaet Hadj Tahar la valeur maximale a été enregistrée pendant le mois de mars 24 mg/l et la valeur minimale est de 1mg/l enregistrée pendant le mois de janvier.
- ✪ Au niveau de Garaet Lemsouessa les valeurs de la MES sont comprises entre 2mg/l durant le mois de décembre et 58 mg/l est noté le mois de février.

- ✪ Au niveau de Garaet Beni M'hamed la valeur maximale est notée pendant le mois de mars de 58 mg/l et la valeur minimale est de 9 mg/l notée pendant le mois de février.

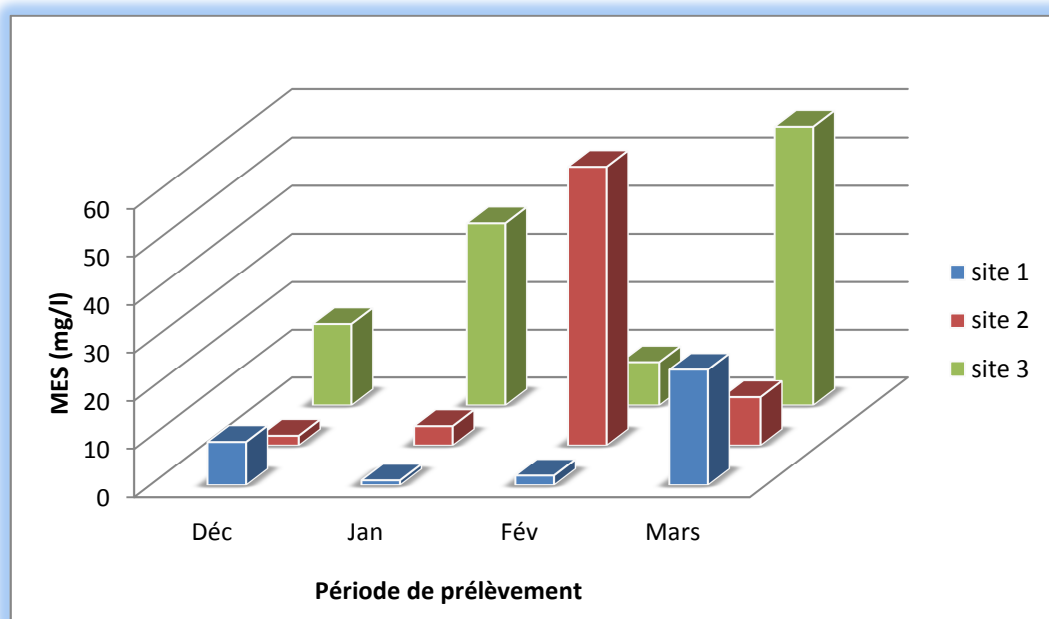


Figure 3-14. Variation des MES dans l'eau

La teneur et la composition minérale et organique des matières en suspension dans les eaux sont très variables selon les cours d'eau (sables, boues, particules organiques, planctons, etc.); elles sont en fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, des travaux, des rejets (RODIER, 2005 ; RODIER & AL, 2009).

Les variations de la teneur de l'eau en matières en suspensions Peuvent être dues à l'augmentation de la précipitation (qui atteint 23 mm) et l'élévation du niveau de l'oued el Kebir, qui occasionnent cette augmentation de la teneur en matière en suspensions et à la nature de chaque une des marais étudié.

La teneur moyenne en MES durant la période hivernale est de 9 mg/l pour Garaet Hadj Tahar, 18,5 mg/l pour Garaet Lemsouessa et de 30,5 pour Garaet Beni M'hamed.

Les valeurs des MES sont inférieures à 30 alors, l'eau des 3 garaets est de qualité normale.

Les teneurs plus élevées de la MES peuvent empêcher la pénétration de la lumière, diminuer l'oxygène dissous, compromettre le développement des œufs, réduire le stock de

nourriture disponible et limiter ainsi le développement ichtyologique en créant des déséquilibres entre les diverses espèces (RODIER, 2005 ; RODIER & AL,2009).

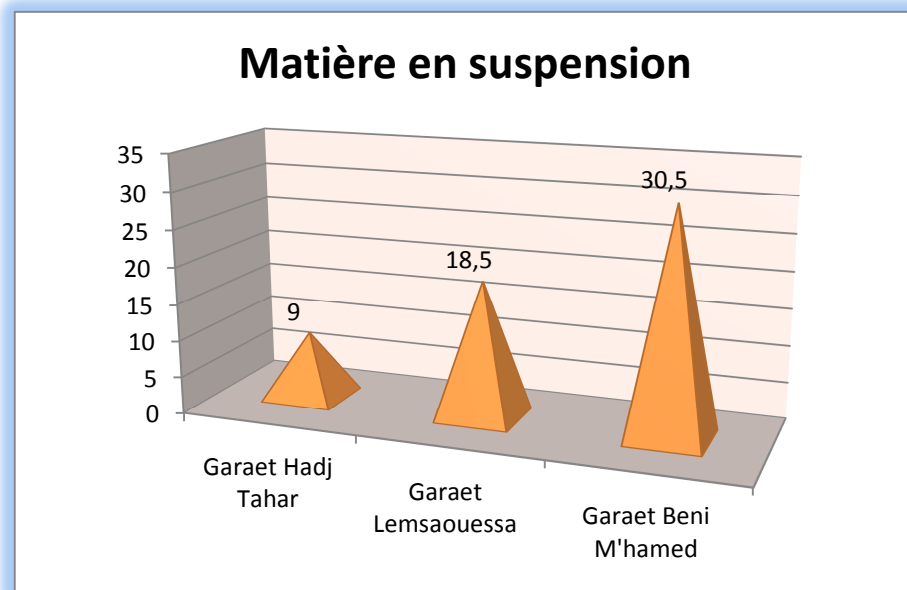


Figure 3-15. Variation moyenne de la matière en suspension.

3.1.8. La demande biochimique en oxygène

La DBO₅ évalue la quantité de la matière biodégradable en mesurant l'oxygène consommée par les bactéries (GAUJOUS, 1995)

Elle permet l'évaluation des matières organiques biodégradables (MAKHOUKH & AL, 2011)

Les phénomènes d'autoépuration naturelle dans les eaux superficielles résultent de la dégradation des charges organiques polluantes, sous l'action de micro-organismes. Il en résulte une consommation d'oxygène qui s'exprime par la demande biochimique en oxygène ou DBO₅ (RODIER, 2005, RODIER & AL, 2009)

Les valeurs de la DBO₅ enregistrées sont représentées dans la figure ci-dessous.

D'après la figure 3-16 les valeurs de la DBO₅ varient entre 1mg/l et 15mg/l, les valeurs maximales sont enregistrées le mois de mars pour les 3 sites, 15mg/l pour Garaet Hadj Tahar et 10 mg/l pour Garaet Lemsouessa et Garaet Beni M'hamed. Les valeurs élevées de la DBO₅ sont liés à la dégradation de la matière organique par les microorganismes. Ce phénomène est favorisé par l'augmentation de la température, et a résulté une diminution de l'oxygène dissous.

La valeur minimale est de 1 mg/l; elle a été notée le mois de février pour Garaet Beni M'hamed et Garaet Hadj Tahar et les mois de décembre et février pour Garaet Lemsouessa.

La diminution de la DBO₅ est probablement due à l'effet de pluie qui contribue à la dilution de l'eau et par conséquent la réduction du nombre des microorganismes (les valeurs minimales des germes totaux sont enregistrées durant le mois de février), nous avons noté aussi une augmentation de la teneur de l'eau en oxygène dissous qui atteint des valeurs maximales (78 et 73 % respectivement) au niveau de Garaet Hadj Tahar et Lemsouessa durant cette période.

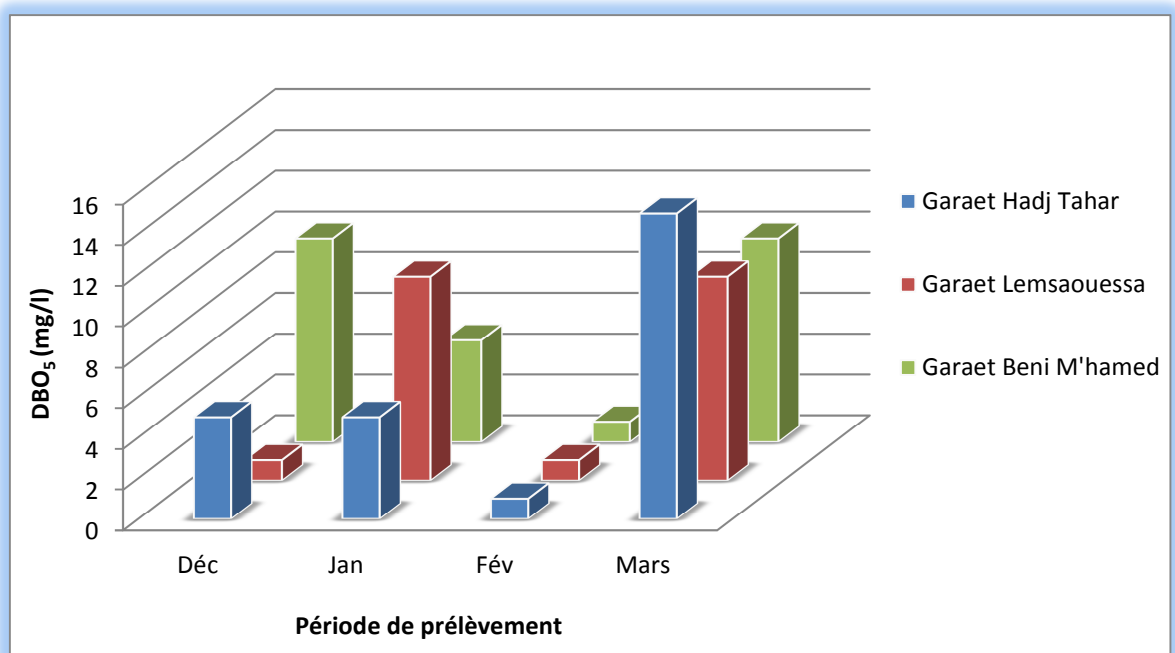


Figure 3-16. Variation de la demande biochimique en oxygène de l'eau.

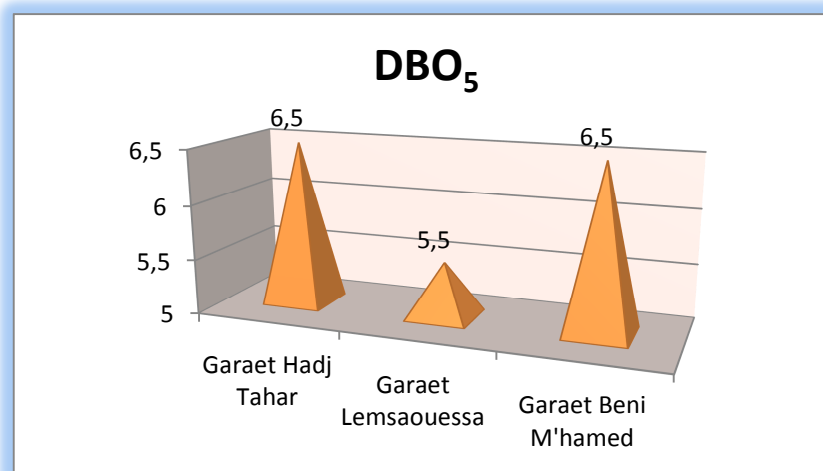


Figure 3-17 Variation de la DBO₅ moyenne.

D'après la grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la DBO₅ :

- ⊛ L'eau de Garaet Hadj Tahar est de très bonne qualité durant le mois de février (1mg/l), de bonne qualité durant le mois décembre et janvier (< à 6 mg/l) et de mauvaise qualité durant le mois de mars.
- ⊛ L'eau de Garaet Lemsouessa est de très bonne qualité durant les mois de décembre et février, et d'une qualité passable durant les mois de décembre et mars.
- ⊛ L'eau de Garaet Beni M'hamed est d'une bonne qualité durant les mois de décembre et janvier, très bonne le mois de février et de mauvaise qualité le mois de mars.

D'après la figure 3-18 l'eau des 3 sites d'étude est de bonne qualité durant la période hivernale.

Tableau 3-7. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la DBO₅ (SEQ-EAU, 2003).

Classe d'aptitude	Très bonne	Bonne	Passable	mauvaise	Très mauvaise
DBO ₅ (mg/l)	3	6	10	25	

3.1.9. La demande chimique en oxygène (DCO)

La DCO évalue la quantité de la matière organique par analyse chimique (par oxydation par le bichromate de potassium) (GAUJOUS, 1995).

L'analyse est perturbée par les halogénures (si par exemple le Cl >3 g/l). (GAUJOUS, 1995). La présence d'ions chlorure à forte concentration peut conduire à une surévaluation de la DCO. (RODIER & AL, 2009)

Les valeurs de la DCO mesurées sont exprimées dans la figure 3-18

D'après l'histogramme :

- ⊛ Au niveau de Garaet Hadj Tahar, les valeurs de la DCO sont inférieures à 30 mg/l durant les mois de décembre et mars, de 42,24mg/l durant le mois de février, et 50,88 durant le mois de janvier.

- ✪ Au niveau de Garaet Lemsouessa, les valeurs de la DCO sont inférieures à 30 mg/l durant les mois de décembre, février et mars, et une valeur maximale de 99,84 est enregistré le mois de janvier.
- ✪ Au niveau de Garaet Beni M'hamed, la valeur maximale 556,8 enregistrée durant le mois de janvier cette augmentation anormale de la teneur en DCO est due à l'élévation de la salinité durant ce mois, et par conséquent la teneur de l'eau en ion va subir une augmentation remarquable, et quand la concentration des chlorures atteint des valeurs supérieures à 2 mg/l l'analyse est perturbée, et les résultats sont erronés. (à cause du manque de réactifs on n'a pas pu faire le dosage des chlorures dans l'eau pour voir la concentration exacte de ces ions). Ainsi c'est le $Cl^- > 2g/l$ le résultat ne pourra pas être validé, et il faudra procéder à une dilution de l'échantillon avant de relancer l'analyse de la DCO.

Les valeurs de la DCO enregistrées durant les mois de décembre et mars sont inférieures à 30 mg/l, et de 45,12mg/l durant le mois de Février.

Remarque: Les limites de dosage de cette méthode est compris entre 30 et 700 mg /l.

«30 mgO₂/l > DCO > 700 mgO₂/l»

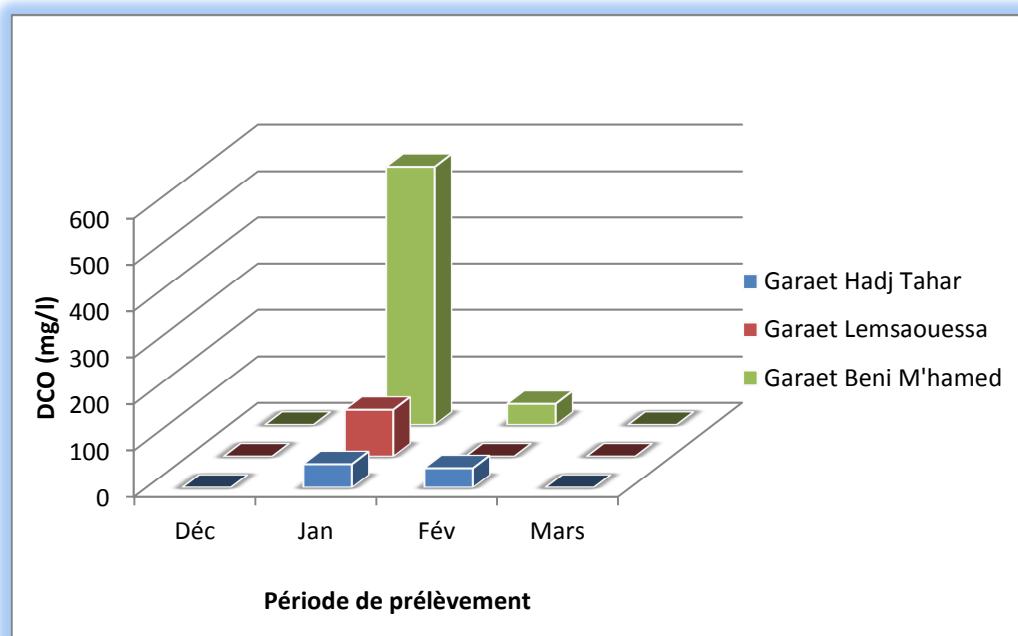


Figure 3-18. Variation de la demande chimique en oxygène de l'eau

Cette variation de la teneur en DCO peut être expliquée par l'effet de la température (évaporation), la pluviométrie (La dilution de l'eau) et la teneur de l'eau en matière organique.

D'après la grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la DCO :

- ⊛ L'eau de Garaet Hadj Tahar est d'excellente à bonne qualité durant les mois de décembre, février et mars et de qualité médiocre durant les mois de janvier.
- ⊛ L'eau de Garaet Lemsouessa est de mauvaise qualité durant le mois de janvier et d'excellente à bonne durant les autres mois.
- ⊛ L'eau de Garaet Beni M'hamed est de qualité médiocre à passable durant les mois de janvier et février, et de qualité bonne durant les mois de décembre et mars.

Tableau 3-8 .Grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la DCO. (MINISTERE DES RESSOURCES EN EAU, 2003)

Classe d'aptitude	Excellente	Bonne	Passable	Médiocre	mauvaise
DCO (mg/l)	20	30	40	80	>80

3.1.10. Les nitrates

L'azote est un élément indispensable à l'édification de la cellule vivante. Il est utilisé comme indicateur majeur de la pollution organique. Il se présente sous deux formes : organique (protéines, acides aminés, etc.) et minérale (ammonium, nitrites, nitrates, etc.). (MAKHOUKH, 2011).

Les formes d'azote étudiées sont : le nitrate et le nitrite.

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote, et représentent la forme d'azote au degré d'oxydation le plus élevé présent dans l'eau.

La plupart des végétaux utilisent les nitrates pour effectuer la synthèse de leurs acides aminés. Les nitrates proviennent essentiellement des métabolismes bactériens, des effluents industriels et urbains et surtout de l'apport d'engrais azoté et des déjections des animaux. L'apport en nitrates est aujourd'hui excessif et dépasse la capacité de fixation par les plantes

ou le recyclage de l'azote réalisés par les bactéries. Cette quantité s'élève lors d'une utilisation excessive d'engrais nitraté ou lors de certains modes de culture (LEYRAL, 2001).

L'excès de nitrates se retrouve dans les eaux de ruissellement et les nappes phréatiques.

Dans les eaux naturelles non polluées, le taux de nitrates est très variable suivant la saison et l'origine des eaux; il peut varier de 1 à 15 mg/L et une concentration de 2 ou 3 mg/L peut être considérée comme normale (RODIER, 2005, RODIER & AL, 2009).

Les variations des teneurs en nitrates dans les 3 sites d'étude montre une légère variation oscille entre 0,044 - 3,987mg/l; ces deux valeurs sont enregistrées aux mois de janvier et mars au niveau de Garaet Beni M'hamed.

Au niveau de Garaet Hadj Tahar et de Lemsauouessa les valeurs sont très proches de 1,107mg/l et 0,443 mg/l, les valeurs maximales sont enregistrées pendant le mois de décembre, elles sont respectivement 1,107mg/l et 0,886mg/l. (Figure 3-19)

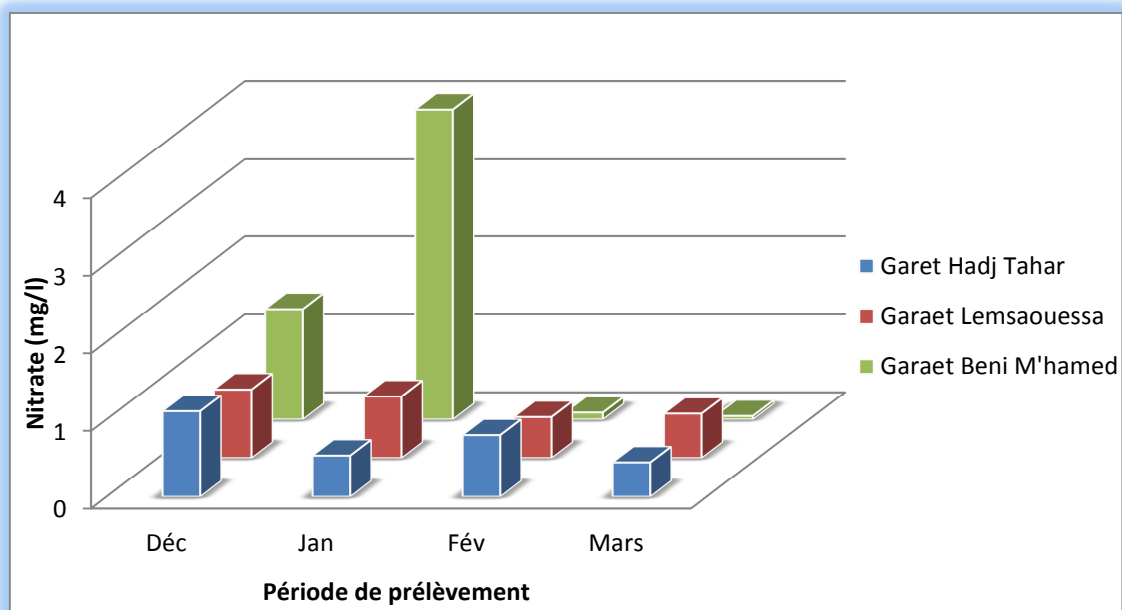


Figure 3-19: Variation de la teneur de l'eau en Nitrates

L'augmentation de la teneur en nitrates peut être due au lessivage des fertilisants utilisés dans les sols agricoles situés sur les bords de ces garaets et l'élevage intensive dans ces zones.

L'utilisation de fertilisants synthétiques et de fumiers, associés aux cultures et à l'élevage intensifs, favorise l'apparition de nitrates dans l'eau. (RODIER & AL, 2009)

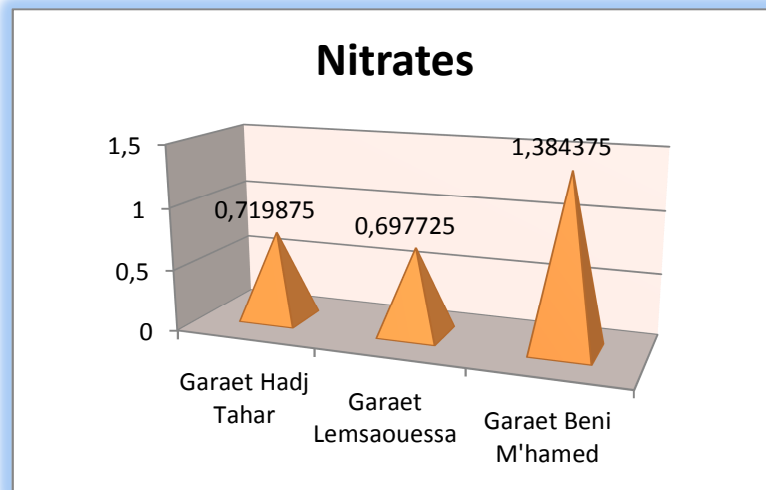


Figure 3-20. Teneur moyenne en nitrate durant la période hivernale.

D'après la grille d'appréciation de la qualité de l'eau de surface selon la teneur en nitrate (Tableau 3-9) on peut classer l'eau des trois sites durant la période hivernale comme excellente. (Les valeurs moyennes sont < 2 mg/l) (Voir figure 3-20)

Tableau 3-9. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau de surface selon la teneur en nitrate (MINISTRE DES RESSOURCES EN EAU, 2003).

Classe d'aptitude	Excellente	Bonne	Passable	Médiocre	Pollution excessive
Nitrate (mg/l)	2	10	25	50	>50

3.1.11. Les nitrites

Les nitrites sont une phase intermédiaire de la dégradation de l'ammoniaque par les micro-organismes et il se disparaît rapidement dans le milieu naturel. (GAUJOURS, 1995).

En l'absence de pollution, il n'y a pas ou très peu de nitrites dans les eaux et dans les zones où l'autoépuration est active; les teneurs se maintiennent à des niveaux très faibles (de l'ordre de 0,01 mg / l) (RODIER, 2005).

D'après la figure 3-21 la teneur de l'eau en nitrites oscille entre (0,011mg/l – 0,0003mg/l), la valeur maximale et la valeur minimale sont enregistrées au niveau de Garaet Beni M'hamed. Au niveau de Garaet Hadj Tahar, les valeurs sont variées entre (0,005-0,001mg/l), et la teneur de nitrite de l'eau de Garaet Lemsauouessa est comprise entre (0,0008-0,0038mg/l).

Nous avons noté que la concentration des nitrites est très faible et inférieure à celle du nitrate, Les faibles concentrations en nitrites rencontrées peut être expliquer par le fait que l'ion nitrite (NO_2^-) est un composé intermédiaire, instable en présence de l'oxygène, dont la concentration est généralement très inférieure à celle des deux formes qui lui sont liées, les ions nitrates et ammonium (SALAMA & AL, 2012).

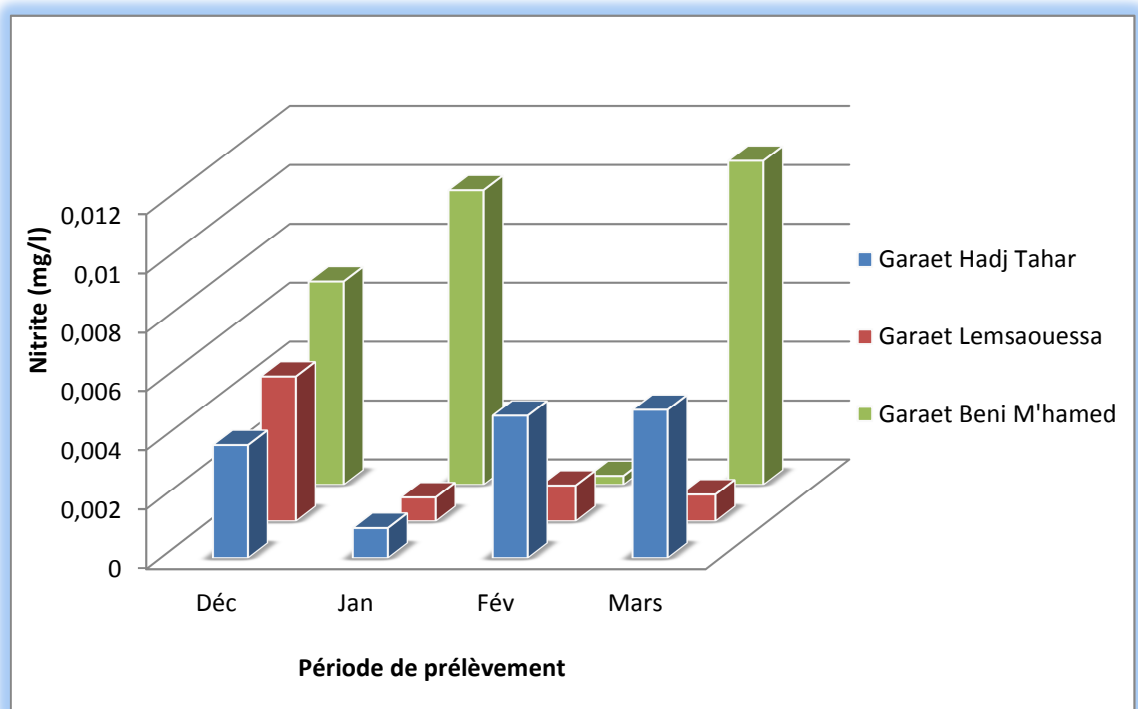


Figure 3-21: Variation de La teneur de l'eau en Nitrites.

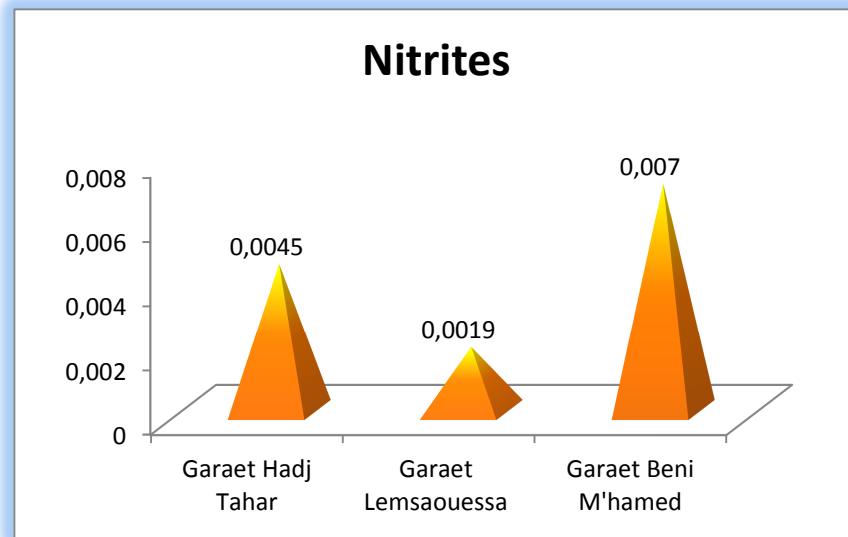


Figure 3-22. Variation moyenne de la teneur en nitrites durant la période hivernale.

D'après la grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la teneur en nitrites :
L'eau des 3 sites d'étude est d'excellente qualité

Tableau 3-10. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la teneur en nitrites.
(MINISTERE DES RESSOURCES EN EAU, 2003)

Classe d'aptitude	Excellente	Bonne	Passable	Médiocre	Pollution excessive
Nitrites (mg/l)	0,03	0,3	0,5	1	>1

3.2. Résultats des analyses bactériologiques

Pour évaluer la qualité de l'eau et estimer son degré de pollution, on a fait une étude bactériologique de l'eau de Garaet Hadj Tahar, Lemsouessa et Beni M'hamed.

Nous avons effectué un

❖ dénombrement des :

⊛ Germes totaux ;

⊛ Germes indicateurs de la contamination fécale

1. Coliformes totaux ;

2. Coliformes fécaux ;

3. Streptocoques fécaux.

❖ identification des bactéries pathogènes

Les résultats des analyses sont illustrés dans les figures ci-dessous.

3.2.1. Recherche et dénombrement des germes totaux

Il s'agit de l'ensemble des microorganismes capables de se multiplier en aérobiose à des températures optimales de croissance comprises entre 20°C et 45°C. Cette microflore peut comprendre des microorganismes pathogènes pour l'homme et l'animal mais aussi des microorganismes d'altération variée (**BONNEFOY & AL, 2002**).

D'après la figure 3-23, le nombre des germes totaux oscille entre 32000-640000GT/ml, la valeur maximale a été enregistrée au mois de janvier au niveau de Garaet Beni M'hamed. La valeur minimale des germes totaux est enregistrée pendant le mois de février sur tous les sites.

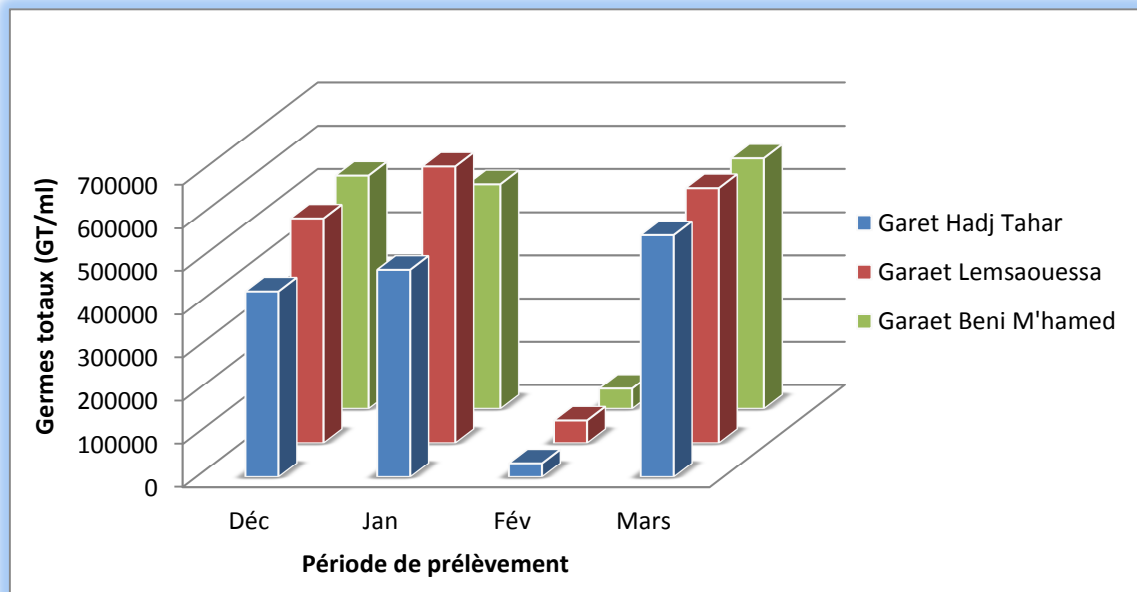


Figure 3-23. Variation des germes totaux dans l'eau

- ✪ Au niveau de Garaet Hadj Tahar le nombre des GT varie entre (32000-430000GT/ml).La valeur maximale est notée pendant le mois mars.
- ✪ Au niveau de Garaet Lemsouessa le nombre est compris entre (52000-640000GT/ml). La valeur maximale est enregistrée pendant le mois de janvier.
- ✪ Au niveau de Garaet Beni M'hamed le nombre est compris entre (47000-580000GT/ml) la valeur maximale est notée pendant le mois de mars.

Les germes totaux (microorganismes revivifiables) sont recherchés dans l'eau car ils peuvent parfois exprimer un risque de contamination bactérienne au-delà de certain seuil (DELARRAS, 2003).

Les variations du nombre de ces germes entre le mois de février et les trois autres mois est la conséquence de la situation climatique durant cette période et essentiellement l'influence de la température et la pluviométrie. (Voir annexe 9)

La température est l'un des facteurs les plus importants qui agissent sur la croissance des microorganismes. L'apport d'eau de pluie et le ruissèlement peut jouer le rôle de dégradant de la pollution par le fait de la dilution (KHERIFI, 2012).

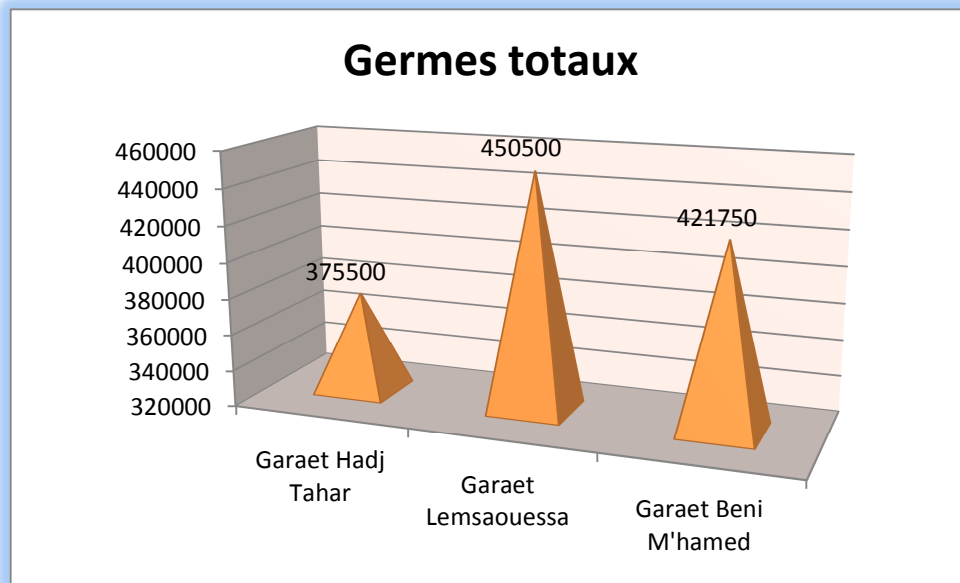


Figure 3-24. Les variations moyennes des germes totaux durant la période hivernale.

Le dénombrement moyen des germes totaux durant la période hivernale est de :

- ✪ 375500 GT/ml au niveau de Garaet Hadj Tahar.
- ✪ 450500 GT/ml au niveau de Garaet Lemsouessa.
- ✪ 421750 GT/ml au niveau de Garaet Beni M'hamed.

3.2.2. Recherche et dénombrement des germes indicateurs de la contamination fécale

Tous les coliformes peuvent exister en abondance dans les matières fécales des hommes et des animaux à sang chaud, mais certains sont également les hôtes habituels du sol et des eaux (*Citrobacter*, *Enterobacter*). L'intérêt de ce dénombrement est donc limité comme indice de contamination fécale, par manque de spécificité (BONNEFOY & AL, 2002).

3.2.2.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux

Les coliformes totaux constituent un groupe étroit de bactéries appartenant à la famille des Entérobactéries, sont des bactéries non pathogènes (MACZULAK, 2011)

L'histogramme ci-dessous illustre les valeurs de dénombrement des coliformes totaux.

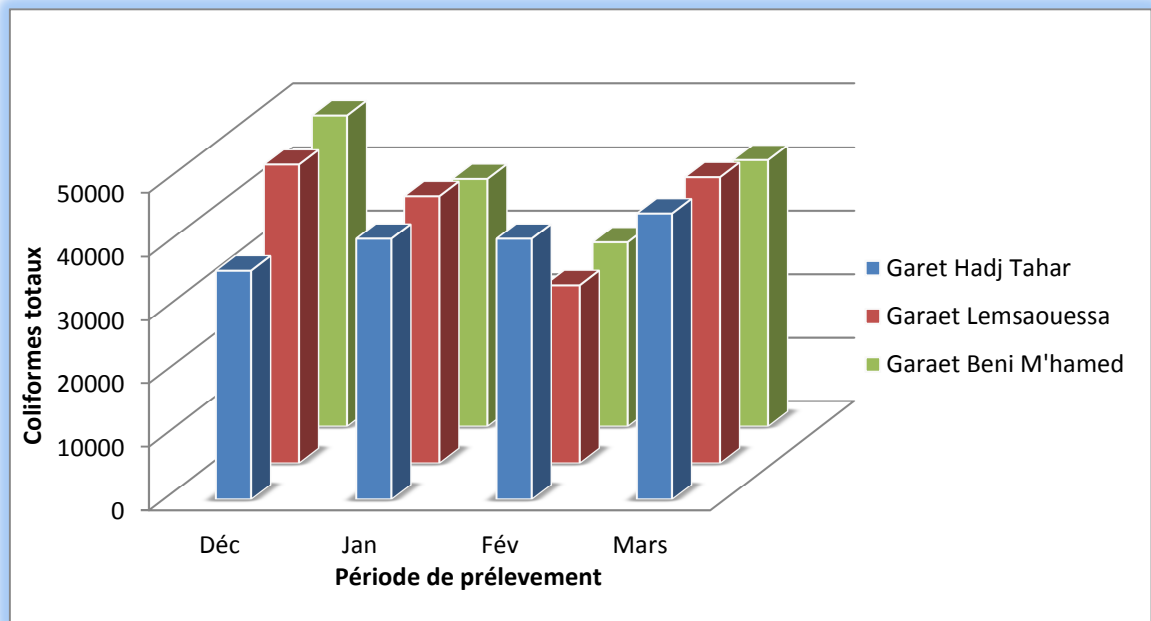


Figure 3-25. Variation des coliformes totaux de l'eau.

D'après la figure 3-25 le dénombrement des CT oscille entre (28000-49000CT/100ml)

- ✪ Au niveau de Garaet hadj Tahar, le dénombrement des CT varie entre 36000-45000CT/100ml). La valeur minimale est enregistrée pendant le mois de décembre et la valeur maximale pendant le mois de mars.
- ✪ Au niveau de Garaet Lemsouessa, les valeurs sont comprises entre (28000-47000CT/100ml).
- ✪ Au niveau de Garaet Beni M'hamed, le dénombrement oscille entre (29000-49000CT/100ml)

Pour Garaet Beni M'hamed et Garaet Lemsouessa, les valeurs maximales sont enregistrées pendant le mois de décembre et les valeurs minimales pendant le mois de février.

Les variations de la teneur de l'eau en coliformes totaux sont dues aux facteurs climatiques, la température et les précipitations.

D'après la grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la teneur en coliformes totaux; l'eau des trois sites durant la période hivernale est de très mauvaise qualité. (Le dénombrement moyenne des CT est >10000) (Figure 3-26).

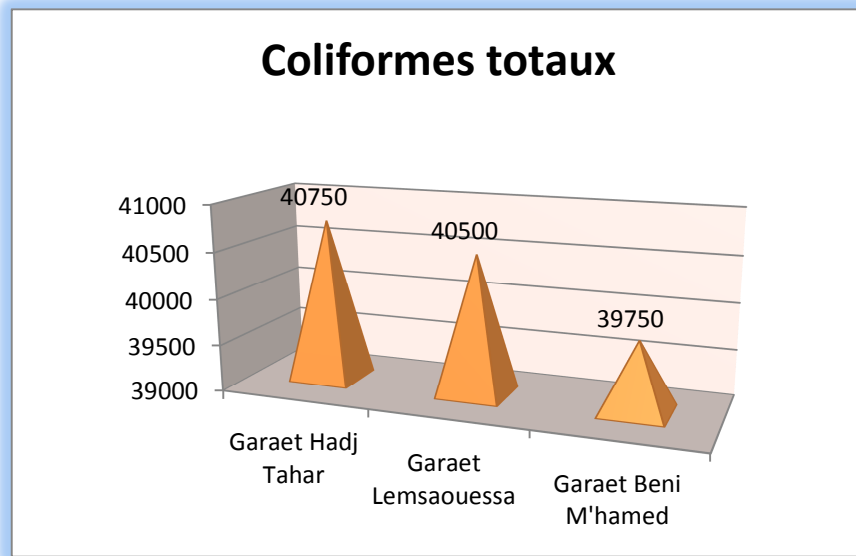


Figure 3-26 .Variation moyenne de la teneur d'eau en coliforme totaux.

Tableau 3-11. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la teneur en coliforme totaux

Classe d'aptitude	Très bonne	Bonne	Passable	Mauvaise	Très mauvaise
CT (U/100ml)	50	500	5000	10000	

3.2.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes fécaux

La figure 3-27 représente le dénombrement des coliformes fécaux dans l'eau des trois sites :

Le nombre des coliformes fécaux est varié entre (3300-42000CF/100ml), les valeurs minimales pour les 3 sites sont enregistrées au mois de février.

- ★ Au niveau de Garaet Hadj Tahar, le nombre de CF est compris entre (3300-41000CF/100ml), la valeur maximale a été enregistrée au mois de mars
- ★ Au niveau de Garaet Lemsouessa : (19000-34000CF/100ml)
- ★ Au niveau de Garaet Beni M'hamed : (17000- 42000CF/100ml) et la valeur maximale est notée pendant le mois de janvier.

Nous avons notés que les valeurs maximales des coliformes fécaux sont enregistrées durant le mois de janvier et mars et les valeurs minimales durant le mois de février, ces variations sont les résultats de l'influence des facteurs climatique (température et pluie).

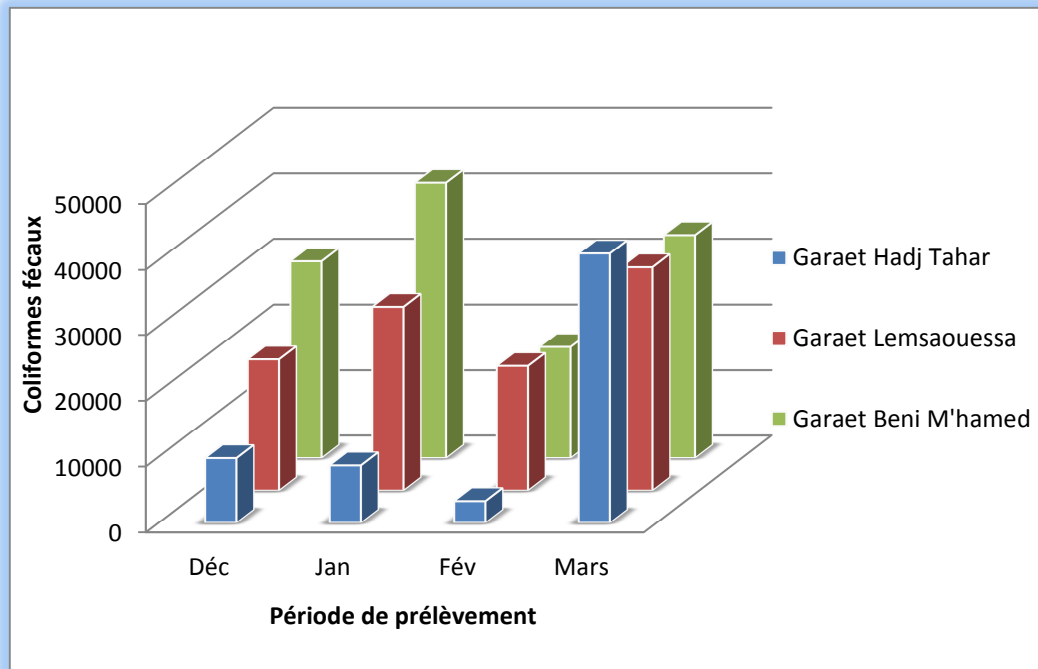


Figure 3-27. Estimation des coliformes fécaux dans l'eau.

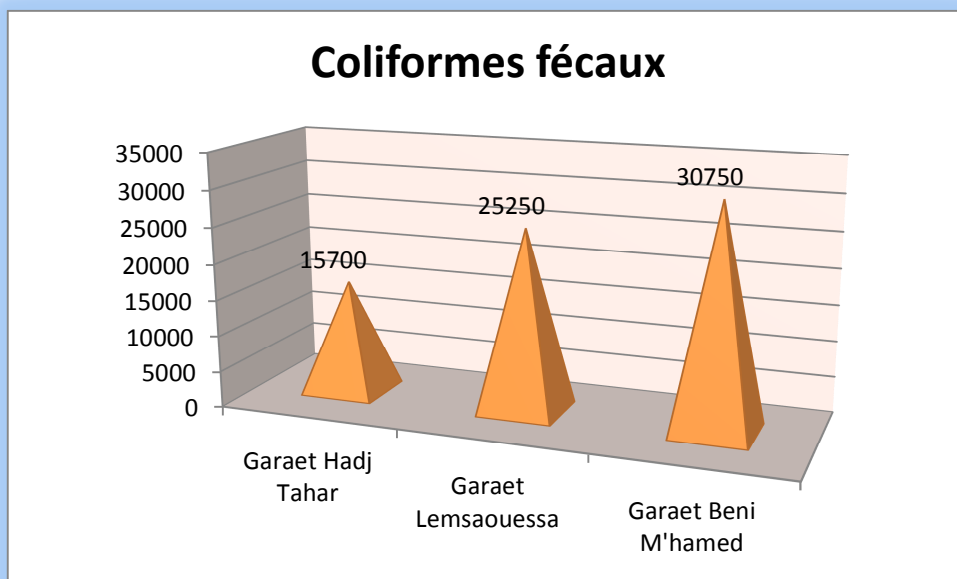


Figure 3-28 Variation moyenne de la teneur de l'eau en coliformes fécaux

D'après la grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la teneur en coliformes fécaux l'eau de Garaet Hadj Tahar est de qualité mauvaise par contre l'eau de Garaet Beni M'hamed et Garaet Lemsouessa est de très mauvaise qualité.

Tableau 3-12 Grille d'appréciation de la qualité de l'eau selon la teneur en coliformes fécaux

Classe d'aptitude	Très bonne	Bonne	Passable	Mauvaise	Très mauvaise
CF (U/100ml)	20	200	2000	20000	

3.2.2.3. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

Les streptocoques fécaux sont des streptocoques du groupe D présumés, dans les eaux, ils sont témoins de contamination fécale, car ils ont tous un habitat fécal. L'homme, à la différence des animaux, excrète beaucoup moins de streptocoques fécaux que de coliformes (BONNEFOY & AL, 2002).

D'une façon générale, les concentrations en streptocoques fécaux sont dans les milieux naturels autres que ceux spécifiquement pollués par le bétail, inférieures à celles des coliformes fécaux (RODIER, 2005).

Les résultats montrent que les teneurs en streptocoques fécaux sont les plus faibles de tous les germes indicateurs de contamination fécale recherchés.

D'après la figure 3-29, le nombre des streptocoques fécaux se varie entre (110-3400SF/100ml).

Les valeurs élevées sont enregistrées au niveau de Garaet Lemsouessa (900-3400 SF/100ml) ce qui montre une contamination fécale récente.

Au niveau de Garaet Hadj Tahar et Beni M'hamed les valeurs sont comprises entre (480-110SF/100ml).

Les valeurs minimales sont mesurées pendant le mois de février pour les trois sites, la diminution de la teneur de l'eau en streptocoques fécaux est la conséquence de la dilution de l'eau sous l'effet des précipitations.

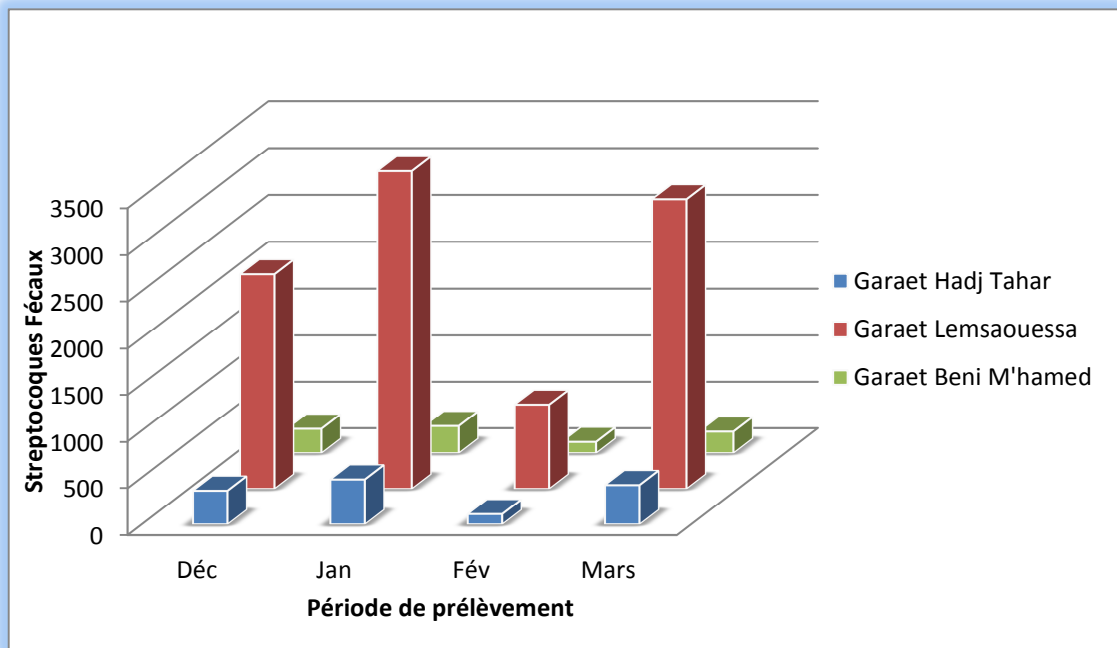


Figure 3-29. Variation de la teneur de l'eau en streptocoques fécaux.

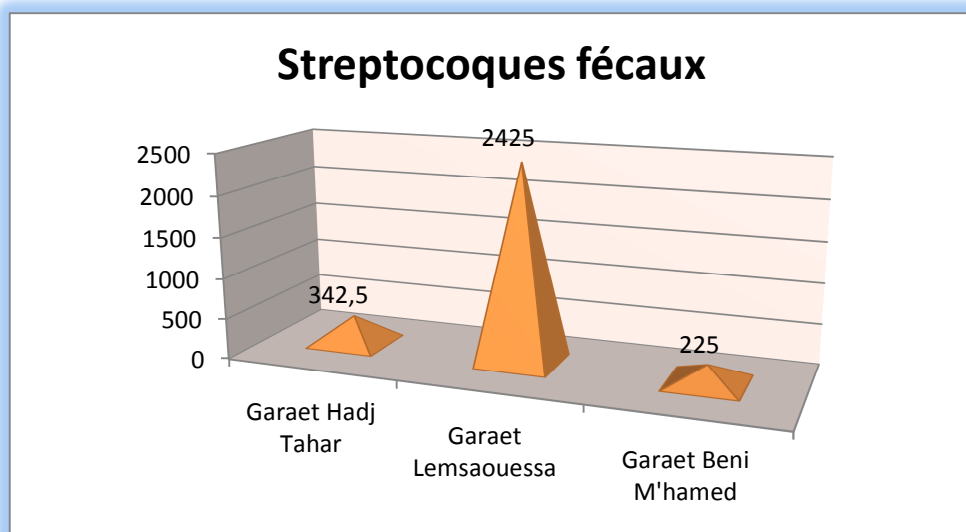


Figure 3-30. Variation moyenne des streptocoques fécaux durant la période hivernale.

L'eau de Garaet Beni M'hamed et Garaet Hadj Tahar est de qualité passable par contre l'eau de Garaet Lemsouessa est de mauvaise qualité

Tableau 3-13 Grille d'appréciation de la qualité d'eau selon la teneur en streptocoques fécaux

Classe d'aptitude	Très bonne	Bonne	Passable	Mauvaise	Très mauvaise
SF (U/100ml)	20	200	1000	10000	

La présence d'une contamination fécale au niveau des trois garaets Hadj Tahar, Lemsouessa et Beni M'hamed est le résultat principale de l'élevage intensif pratiqué dans la zone et à la présence d'énormes nombre d'oiseaux surtout au niveau de Garaet Hadj Tahar.

3.2.3. Recherche et identification des germes pathogènes

Pour la recherche des germes pathogène nous avons fait une observation macroscopique (Morphologique)) et microscopique après coloration de Gram des colonies isolées puis une identification des bactéries avec les galeries API.

3.2.3.1. Caractères morphologique et coloration des Grams

Tableau 3-14 Aspects macroscopique et microscopique des colonies

Milieu de culture	Aspects macroscopiques des colonies	Aspect microscopique des colonies
Gélose nutritive	<ul style="list-style-type: none"> - circulaire, lisse, plate, brillante transparente, 2 mm de diamètre - irrégulière, lisse, plate, jaune 1 mm de diamètre. - bambée, lisse, brillante, à contour régulier, de couleur jaune 	<ul style="list-style-type: none"> -Bacilles isolés ou en chaînettes, Gram négatif. -Bacilles isolés, Gram négatif. -Bacilles isolés, regroupés, Gram négatif
Mac Conkey	<ul style="list-style-type: none"> -colonie rose, irrégulier, bombées -colonies claire Transparent -colonie bleu verte circulaire -colonie incolore sans envahissement 	<ul style="list-style-type: none"> -Bacille Gram négatif en chaînettes ou en amas. -Bacille Gram négatif

SS	-colonie rose	-Bacille Gram négatif
BCP	-colonies de taille plus ou moins grosse, brillantes, muqueuses. -grosses colonies plates, lisses	-Bacilles Gram négatifs, fin et mobile. -Bacilles Gram ⁻
TCBS	-colonie très petite, jaune circulaire, bombés	-Bacilles Gram négatifs
Cétrimide	-colonie très petit, bleu-vertes, rondes, convexes.	-Bacilles Gram négatifs fins isolé ou en groupe par diplobacilles ou en courte chaîne et mobiles asporulés,
Hektoen	-colonie petit vert circulaire ou bleuâtre -colonie jaune saumon, bombé, lisse et opaque -colonie petit verte à centre noire, circulaire à bord régulier bombé lisse et opaque -petit colonie bleu ou brunâtre - colonie jaune saumon à centre noir	- Bactéries isolées Gram Négatif - Bacille Gram ⁻
Chapman	-colonie grandes jaunes irrégulières, et circulaires	- petits cocci en amas ou isolés

Du point de vue microscopique, l'examen cytologique nous a révélé que les bâtonnets Gram (-) sont plus représentés par rapport aux cocci Gram (+) qui demeurent faiblement représentés.

Les figures ci-dessous représentent l'observation macroscopique et microscopique de quelque colonie isolée sur gélose Chapman, Cétrimide, TCBS et Hektoen.

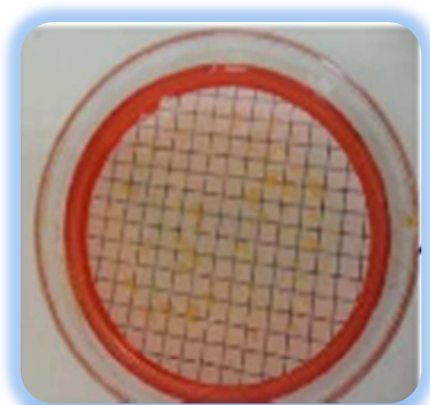


Figure 3-31. Aspect des colonies sur gélose chapman

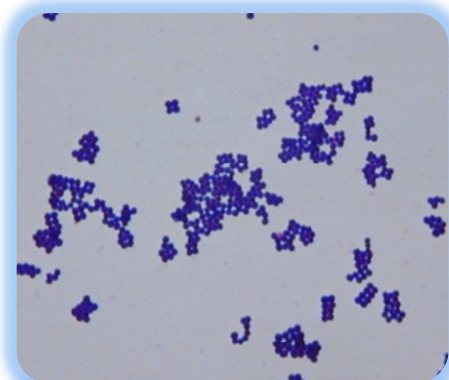


Figure 3-32. Cocci Gram + groupée en amas

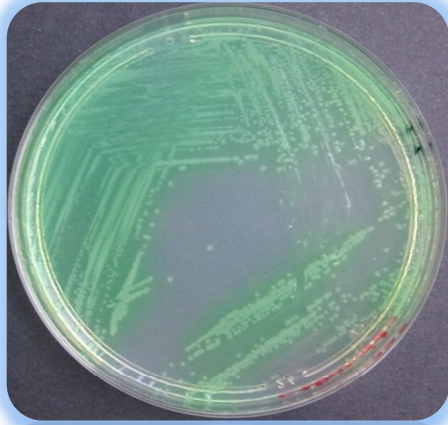


Figure 3-34, Aspect des colonies sur gélose Cétrimide

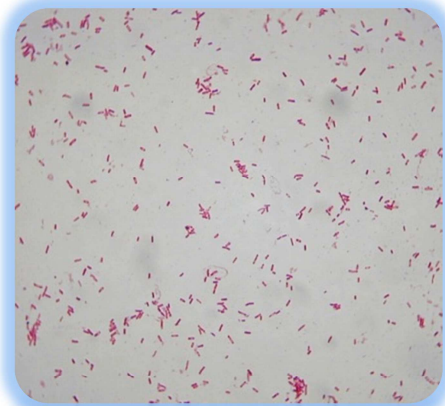


Figure 3-33. Bacille à Gram négatif.

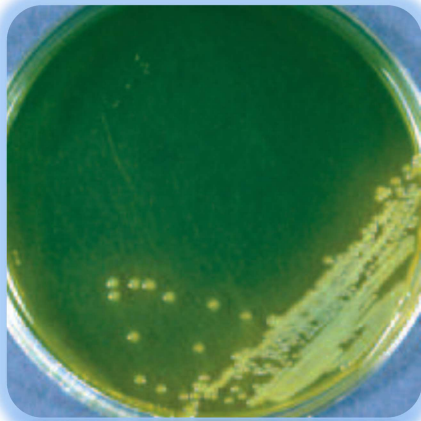


Figure 3-35. Aspects des colonies sur gélose TCBS

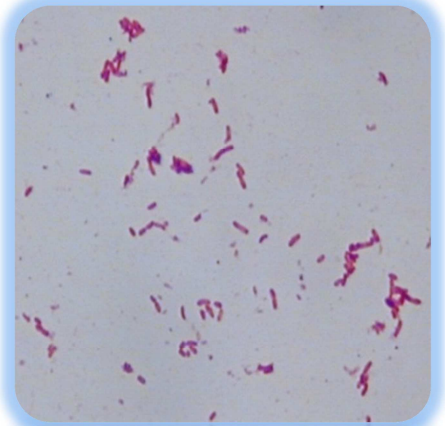


Figure 3-36. Bacille à Gram -



Figure 3-38. Aspect des colonies sur gélose Hektoen

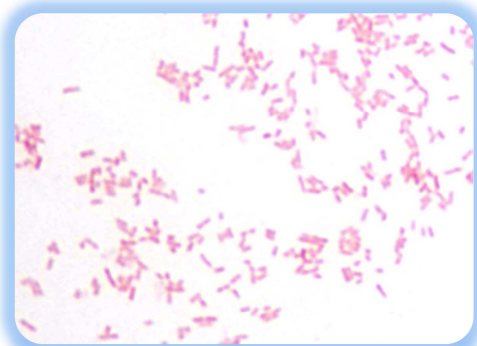


Figure 3-37. Bacille Gram -

3.2.3.2. Identification biochimique

L'étude biochimique nous a permis d'identifier :

- ✓ 12 espèces bactériennes appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae* ; *Proteus* (*Proteus mirabilis*, *Proteus vulgaris*), *Providencia sp*, *Serratia marcesens*, *Hafnia sp*, *Morganella morgani*, *E. coli*, *Klebsiella oxytoca*, *Enterobacter* (*Enterobacter cloacae*, *Enterobacter agglomerans*), et *Edwardseilla sp* ; dans tous les sites d'étude. Nous avons identifié aussi la présence des bactéries pathogènes ; Salmonelles (*Salmonella thyphimurium*) uniquement au niveau de Garaet Beni M'hamed durant le mois de décembre; et des bactéries du genre *Vibrio* au niveau de Garaet Beni M'hamed et Lemsouessa le mois de février.
- ✓ 2 espèces bactériennes pathogènes appartenant à la famille de *Pseudomonadaceae* (*Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas fluorescens*).
- ✓ Des bactéries appartenant au genre *Staphylococcus*; *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus intermidis* et une espèce pathogène *Staphylococcus aureus*,
- ✓ La présence des bactéries de genre *Alteromonas* au niveau des trois sites durant le mois de mars. Avec absence des espèces bactérienne appartenant à la famille *Aeromonadacea*.

Le tableau ci-dessous représente les différentes espèces bactériennes identifiées au niveau de chaque site d'études.

Tableau 3-15. Les espèces bactériennes identifiées

Les Sites	Espèces bactériennes identifiées
Garaet Hadj Tahar	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Proteus mirabilis</i>, <i>Proteus vulgaris</i> - <i>Pseudomonas aeruginosa</i>, <i>Pseudomonas fluorescens</i> - <i>Pseudomonas sp</i> - <i>Providencia sp</i> - <i>Staphylococcus aureus</i>, <i>Staphylococcus epidermidis</i>, <i>Staphylococcus intermidis</i> - <i>Serratia marcesens</i> - <i>Hafnia sp</i> - <i>Morganella morgani</i> - <i>E. coli</i> - <i>Klebsiella oxytoca</i>

	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Enterobacter cloacae</i>, <i>Enterobacter agglomerans</i> - <i>Edwardseilla sp</i> - <i>Alteromonas sp</i>
<p style="text-align: center;">Garaet Lemsaouessa</p>	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Proteus mirabilis</i>, <i>Proteus vulgaris</i> - <i>Pseudomonas aeruginosa</i>, <i>Pseudomonas fluorescens</i> - <i>Providencia sp</i> - <i>Staphylococcus aureus</i>, <i>Staphylococcus epidermidis</i>, <i>Staphylococcus intermidis</i> - <i>Serratia marcesens</i> - <i>Hafnia sp</i> - <i>Morganella morgani</i> - <i>E. coli</i> - <i>Klebsiella oxytoca</i> - <i>Enterobacter cloacae</i>, <i>Enterobacter agglomerans</i> - <i>Edwardseilla sp</i> - <i>Alteromonas sp</i> - <i>Vibrio sp</i>
<p style="text-align: center;">Garaet Beni M'hamed</p>	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Proteus mirabilis</i>, <i>Proteus vulgaris</i> - <i>Pseudomonas aeruginosa</i>, <i>Pseudomonas fluorescens</i> - <i>Providencia sp</i> - <i>Staphylococcus aureus</i>, <i>Staphylococcus epidermidis</i>, <i>Staphylococcus intermidis</i> - <i>Serratia marcesens</i> - <i>Salmonella thyphimirium</i> - <i>Hafnia sp</i> - <i>Morganella morgani</i> - <i>E. coli</i> - <i>Edwardseilla sp</i> - <i>Klebsiella oxytoca</i> - <i>Alteromonas sp</i> - <i>Vibrio sp</i> - <i>Enterobacter cloacae</i>, <i>Enterobacter agglomerans</i>



Figure 3-39. Profil biochimique de la souche *Proteus vulgaris*



Figure 3-40 Profil biochimique de la souche *Proteus mirabilis*



Figure 3-41. Profil biochimique de la souche *E.coli*.

La région de Guerbes fait partie de la côte orientale algérienne. Elle est à vocation agricole et de surpâturage par les bovins les ovins et les caprins. Les marais et les étangs du complexe sont la principale source d'eau de la population. Ces dernières ont été marquées par une sécheresse importante et une demande en eau croissante, ce qui a eu pour conséquence un épuisement et dégradation de leur qualité sous l'effet des différentes activités humaines.

Dans ce travail, nous avons réalisés une évaluation de la qualité bactériologique et physico-chimique de l'eau de trois marais de l'éco-complexe de zones humides de Guerbes Sanhadja:

Garaet Hadj Tahar (112 ha)

Garaet Lemsouessa (300 ha)

Garaet Beni M'hamed (380 ha)

Nous avons effectué, des analyses bactériologiques (dénombrement des germes totaux et les germes indicateurs de la contamination fécal et une identification des germes pathogènes) et des analyses physico-chimiques (température, conductivité électrique, Salinité, TDS, MES, DCO, DBO₅, le nitrite et le nitrate) de l'eau de ces trois zones, Pour évaluer l'impact de la pollution (naturel et anthropique) sur la qualité des eaux de la région.

Les résultats des analyses montrent une différence notable des teneurs de l'eau de chaque paramètre mesuré durant la période de l'étude. Les fluctuations de ces paramètres peuvent être expliquées par l'influence des facteurs climatiques (la température et les précipitations), la pratique agricole (l'utilisation des engrais et le lessivage du sol) et la nature géologique du terrain qui génère un ensemble de zones humides à fonctionnement hydrique quasiment autonome.

Les résultats de analyses physico-chimiques montrent que L'eau de Garaet Hadj Tahar, Lemsouessa et Beni M'hamed est de qualité bonne à acceptable pour le dosage des différents paramètres recherchés, à l'exception de la conductivité électrique et la salinité , où nous avons enregistré des valeurs qui dépassent les normes pour L'eau de Garaet Beni

M'hamed, qu'il est déconseillée à l'utilisation agricole; du fait que les sels minéraux contenus dans les eaux d'irrigation ont en outre un impact sur le sol et les plantes. Ils peuvent causer des changements dans la structure du sol (modifiant ainsi sa perméabilité et son aération) et perturber le développement des plantes.

Du point de vue microbiologique, les résultats que nous avons obtenus au niveau des trois sites à travers les dénombrements réalisés tout le long de notre étude permettent de confirmer la contamination fécale de l'eau, par la présence de nombre important des Germes totaux et les germes indicateurs de la contamination fécale. Ainsi la présence des espèces des bactéries pathogènes identifiées au niveau des trois sites d'étude comme les *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio*, *Salmonella*...etc. Cette forte contamination fécale est probablement due à l'élevage intensif et au lessivage du sol.

De nombreuses menaces pesant sur l'éco-complexe de zones humides de Guerbes Sanhadja. La zone est détruite à un rythme sans précédent; L'eau est épuisée sans cesse par des pompes excessifs, et elle est complètement drainée au profit de l'agriculture. Cette utilisation abusive de l'eau influe négativement sur la qualité bactériologique et physico-chimique qui s'est affectée avec le temps et a favorisé la dégradation de cet écosystème.

En effet, l'impact de l'homme et de son bétail ont atteint des proportions alarmantes et de ce fait, il est inacceptable d'assister à la dégradation continue voire la disparition irréversible de tels écosystèmes uniques dans le bassin méditerranéen.

La protection de ces zones humides passe notamment par:

- la lutte contre les facteurs anthropiques destructeurs. (le pompage excessif et le surpâturage)
- Les bonnes pratiques de gestion et la sensibilisation des agriculteurs sur l'impact de l'utilisation en excès des engrais sur la qualité de l'eau est très importante.
- Enfin, un suivi régulier de la qualité des eaux est recommandé en vue de préserver ces ressources.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ✦ **AFFOUN S. (2006).** Ressources En Eaux, Mobilisation Et Utilisation Dans Le Bassin Versant De La Mafragh. Mémoire de magister en Géographie et Aménagement du territoire. université de Constantine. P68-p74
- ✦ **ANGELIER E. (2000).** Ecologie des eaux courantes. Technique et documentation. Paris. 199 P.
- ✦ **AVRIL J L, DABERNAT H, DENIS F, MONTEIL H. (2002).**Bactériologie clinique. 2^{ème} Edition. Ellipses. Paris. 602 P.
- ✦ **BELGHITI & AL. (2013).** Contribution à l'étude de la qualité Bactériologique de l'eau des sources dans la Ville d'elhajeb (région de Meknès- Maroc). *Larhyss Journal*, ISSN 1112-3680, n°14, pp. 37-47.
- ✦ **BELOUAHEM.ABED D, BELOUAHEM F, BÉLAIR G. (2009).** Biodiversité Floristique et Vulnérabilité des Aulnaies Glutineuses de la Numidie Algérienne (N.E Algérien), *European Journal of Scientific Research*. Vol.32 No.3. pp.329-361
- ✦ **BERNE F, CORDONNIER J. (1991).** Traitement des eaux. Edition Technique. Paris. 306 P
- ✦ **BLIFERT C & PERRAUD R. (2001).** Chimie de l'environnement : Air, Eau, Sols, Déchet. de boeck. 2001. Paris. 294 P

- ✳ **BONNEFOY C & AL. (2002).** Microbiologie et qualité dans l'industrie agroalimentaire. Edition Doin. Paris.248P.
- ✳ **BOUMEZBEUR A. (2002).** Atlas des 26 zones humides d'importance international. Direction général des forets. 89P.
- ✳ **DE BELAIR G. (2005).**Dynamique de la végétation de mares temporaires en Afrique du Nord (Numidie orientale, NE Algérie), ecologia mediterranea. tome 31. fascicule 1. 2005. p.18.
- ✳ **DELARRAS C. (2000).** Microbiologie de l'environnement avec législation : travaux pratiques commentés. Gaëtan morin éditeur. Paris. P 231.
- ✳ **DELLARAS C. (2003).** Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux: Règlementation - Prélèvements - Analyses. tec et doc. Paris. P 261.
- ✳ **DENIS F & AL. (2007).** Bactériologie médical technique usuelle. Masson. 594 P.
- ✳ **DESJARDINS R. (1997).** Le traitement des eaux, 2^{eme} édition, presse internationales polytechnique. Canada. 304 p.
- ✳ **DGF. (2004).** Atlas IV des zones humides d'importance internationale. 105P.
- ✳ **DIDIER G. (1995).** La pollution des milieux aquatiques Aide-mémoire. 2^{eme} édition, Technique et documentation. Paris. 220 P.
- ✳ **GOUAIDIA L. (2008).** Influence de la lithologie et des conditions climatiques sur la variation des paramètres physico –chimiques des eaux d'une nappe en zone semi-aride, cas de la nappe de Meskiana nord-est Algérien. Thèse de Doctorat en Hydrologie. université Bedji Mokhtar .Annaba.

- ✪ **GUEZLANE TN & KAHLLOUCH B & ATHMANI GS. (2008).** Microbiologie Travaux pratiques ; 2^{ème} année TCB et LMD. Office des publications universitaires. Alger. 115 P.
- ✪ **GUYOT G. (1999).** Climatologie de l'environnement ; Cours et exercices corrigés. 2^{ème} édition . Dunod. Paris.
- ✪ **HADJ SAID S (2007).** Contribution à l'étude hydrogéologique d'un aquifère en zone côtière: cas de la nappe de Guerbes Thèse de Doctorat en Hydrologie. université Bedji Mokhtar .Annaba.
- ✪ **HADJ SAID S, DJABRI L, HANI A ET MANIA J. (2003).** Origine de la salinité des eaux de la nappe de Guerbes (Nord-Est). Algerien tecnología de la intrusión de agua de mar en acuíferos costeros: países mediterráneos .Madrid 2003. ISBN. 84-7840-470-8
- ✪ **JEFFREY C. (2011).**Alcamo's Fundamentals of Microbiology, Ninth Edition.by Pommerville, Jones & Bartlett Publishers .USA. 915 P.
- ✪ **KHERIFI W & KHERICI-BOUSNOUBRA H. (NOVEMBRE 2012).** Evolution Saisonnière De La Qualité microbiologique des eaux du lac mellah (nord-est algérien).Larhyss Journal. ISSN 1112-3680. n° 11.pp. 109-118.
- ✪ **LABRES E. (2003).** Cours D'hygiène Et De Microbiologie Des Eaux et des aliments (Manuel De Travaux Pratiques Des Eaux). Institut Pasteur d'Algérie. 34 p
- ✪ **LARPENT J.P. (1997).** Microbiologie alimentaire : Technique de laboratoire, Technique et documentation. Paris. 615 p.

- ✪ **LEBOFFE MJ & BURTON EP. (2011).** A photographic atlas for the microbiology laboratory. 4th edition. Morton publishing company. USA. 264 P.
- ✪ **LEBOFFE MJ, BURTON EP. (2012).** Microbiology laboratory theory & application, Brief. Second edition. Morton publishing company. USA. 578 P.
- ✪ **LECLER H & MOSSEL D. (1989).** MICROBIOLOGIE : le tube digestif, l'eau et les aliments. Edition Doin .Paris. 529P.
- ✪ **LEYRAL G & VIERLING E. (2001).** Microbiologie et toxicologie des aliments, Hygiène et sécurité alimentaire. 3eme edition. Doin. Paris. 280 P.
- ✪ **LIGHTFOOT N F & MAIER E A. (2002).** Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau : Directives pour l'assurance de qualité. Edition CPI (Contemporary Publishing International). Paris. 186 P.
- ✪ **LYZIDI I. (2012).** Contribution à l'étude des Coléoptères aquatique de Garaet Hadj-Tahar (Wilaya de Skikda), Mémoire de Master en écologie des écosystèmes aquatique. Université de Skikda.
- ✪ **M.A.T.E. (JUILLET 2002).** Inspection de l'environnement de Skikda. Fiche relative aux sites d'intérêt sensible, zone côtière de Skikda.
- ✪ **MACZULAK A. (2011).** Encyclopedia of microbiology. Facts on File. New York. 858 P.
- ✪ **MAKHOUKH M & SBAA1 M & BERRAHOU1 A & VAN M & CLOOSTER. (Décembre 2011).** Contribution à l'étude physico-chimique des eaux Superficielles de l'oued moulouya (maroc oriental), Larhyss Journal, ISSN 1112-3680, n° 09, pp. 149-169.

- ★ **MEKAIKIA M & AL. (JUIN 2007).** Caractéristiques de la décharge publique de la ville de Tiaret et son impact sur la qualité des eaux souterraines, Courrier du Savoir – N°08. pp.93-99.

- ★ **MERZOUG S. (2009).** Étude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Tahar (Ben azzouz, wilaya de Skikda). Mémoire de magistère en Hydro-écologie : Santé, eau et environnement. Université de Guelma.

- ★ **METALLAOUI S. (2010).** Ecologie de l'avifaune aquatique hivernante dans Garaet Hadj-Tahar (Numidie occidentale, Nord-Est de l'Algérie). Thèse de doctorat en biologie animal et environnement. université Badji Mokhtar Annaba.

- ★ **METALLAOUI S & ATOUSSI S & MERZOUG AG & HOUHAMDI M. (2009).** Hivernage de l'Érismature à tête blanche (*Oxyura leucocephala*) dans Garaet Hadj-Tahar (Skikda, Nord-Est de l'Algérie) Aves 46/3. 136-140.

- ★ **METALLAOUI S & HOUHAMDI M. (2010)** .Biodiversité et écologie de l'avifaune aquatique hivernante dans Garaet Hadj-Tahar (Skikda, Nord-Est de l'Algérie), Hydroécol. Appl. Tome 17. pp. 1–16

- ★ **PRESCOTT & HARLEY & KLEIN. (2003).** Microbiologie. De boeck. 2^{eme} édition français. Paris. 653P.

- ★ **REJSEK F. (2002).** Analyse des eaux : Aspects règlementaire et technique. scérEn CRDP d'aquifaire. Paris. 360 p.

- ★ **RODIER J, (2005).** L'analyse de l'eau, eaux naturelles eaux résiduaires eau de mer. edition Dunod. Paris. 1384 p.

- ✪ **RODIER J; LEGUBE B; MARLET N ET COLL. (2009).** L'analyse de l'eau. 9^{ème} Edition. Dunod. Paris. 1579 P.
- ✪ **SALAMA Y. (2012).** Evaluation physicochimique et bactériologique des eaux usées brutes de la ville d'El Jadida (Maroc). Science Lib .Editions Mersenne. Volume 4. N ° 120906 .ISSN 2111-4706.
- ✪ **SAMRAOUI B & SAMRAOUI F. (2012).** An ornithological survey of Algerian wetlands: Important Bird Areas, Ramsar sites and threatened species. Wildfowl 58: 71–96
- ✪ **SCHAECHTER M. (2009).** Encyclopedia of microbiology. Third edition. Elseiver .3944 P.
- ✪ **SINGLETON P. (2005).** Bactériologie pour la médecine, la biologie et la biotechnologie cours, 6^{ème} édition. Dunod. Paris .542 P.
- ✪ **TOTORA G & FUNKE BR & CASE LM. (2013).** Microbiology: An introduction. Eleventh edition. Pearson. USA. 975 P.
- ✪ **VILAGINES R. (2003).** Eau, environnement et santé publique, *Introduction à l'hydrologie*. 2^{ème} édition. Tec et Doc Lavoisier. Paris .198P.
- ✪ **WILSON M. (2008).** Bacteriology of human: an ecological perspective .Blackwell. Australia.360 P.

Webographie

- (1) <http://ebookbrowse.net/adv.php?q=Water+Quality+%28French+ACF%29+doc&way=1> . (24/04/2012)

*Tableau I. Les sites Algériens inscrits sur la Liste RAMSAR des zones humides
d'importance internationale*

Les sites	L' année d' inscription	La Superficies (hectare)
1. La reserve integrale du Lac Tonga	1982	2.700
2. La réserve integrale du Lac Oubeira	1982	2.200
3. La réserve naturelle du lac des oiseaux	1999	170
4. Le chott Ech Chergui	2001	855.500
5. Le complexe de zones humides de Guerbes - Sanhadja	2001	42.100
6. Le chott El Hodna	2001	362.000
7. La vallée d'lherir	2001	6.500
8. Les gueltates d'issakarassene	2001	35.100
9. Le chott Merouane et Oued Khouf	2001	337.700
10. Les marais de la Macta	2001	44.500
11. Les oasis de Ouled said	2001	25.400
12. La sebkha d'Oran	2001	56.870
13 Les oasis de Tamentit et Sid Ahmed Timmi	2001	95.700
14. Les oasis de Moghrar et Tiout	2002	195.500
15. Le chott de Zehrez Chergui	2002	50.985
16. Le chott de Zehrez Gharbi	2002	52.500
17. Les gueltates d'Afilal	2002	20.900
18.La grotte kartsique de Ghar Boumaaza	2002	20.000
19. Le marais de la Mekhada	2002	8.900
20.Le chott Melghir	2002	551.500
21. La reserve naturelle du Lac de Reghai'a	2002	842
22. La reserve integrale de la tourbiere du Lac Noir	2002	5
23. Les aulnaies de Ain Khiar	2002	170
24. La reserve naturelle du Lac de Beni Belaid	2002	600
25. Le Cirque de Ain Ouarka	2002	2.350
26. Le lac de Fetzara	2002	20.680
Total		2.791.072

ANNEXE 2

Tableau II. Check-list des espèces végétales recensées dans Garaet Hadj Tahar

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> 3.2 <i>Apium nodiflorum</i> 3.3 <i>Daucus carota ssp maximus</i>	3.4 <i>Kundmania sicula</i> 3.5 <i>Oenanthe fistulosa</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	
<i>Asparagus acutifolius</i>	
7. Famille des Asteracées	
7.1 <i>Cotula coronopifolia</i> 7.2 <i>Chondrilla juncea</i>	7.3 <i>Echinops spinosus</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	
a. <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>	

Tableau III. Check-list des oiseaux d'eau de Garaet Hadj Taher (IN Merzoug, 2009 ;IN Metallaoui 2010)

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 Chipecau <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 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 leucopché <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> 11.4 Foulque macroule <i>Fulica atra</i>
11.2 Gallinule poule-d'eau <i>Gallinula chloropus</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> 13.8. Chevalier gambette <i>T. totanus</i> 13.9. Chevalier stagnatile <i>T. stagnatilis</i> 13.10. Chevalier aboyeur <i>T. nebularia</i> 13.11. Chevalier sylvain <i>T. glareola</i>
13.2. Bécasseau variable <i>C. alpina</i>	
13.3. Bécasseau minute <i>C. minuta</i>	
13.4. Combattant varié <i>Philomachus pugnax</i>	
13.5. Bécassine des marais <i>Gallinago gallinago</i>	
13.6. Barge à queue noire <i>Limosa limosa</i>	
14. Famille des Sternidés	
14.1 Guifette moustac <i>Chilodnias hybridus</i>	
15. Famille des Threskiornithidés	

15.1. Ibis falcinelle <i>Plegadis falcinellus</i>	
---	--

Tableau IV. Check-list des odonates du complexe Guerbes Sanhadja (Merzoug, 2009 ; Metallaoui, 2010)

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>	

Annexe 3

3-1. Les réactifs utilisés pour les analyses physico-chimiques et le mode opératoire

✪ Pour DCO :

Eau permutée.

- Sulfate mercurique cristallisé.

- Acide sulfurique (d = 1,84).

- Solution d'acide sulfurique à 4 mol/l :

acide sulfurique (d = 1,84)	220 mg
eau permutée	1L

Verser l'acide sulfurique dans de l'eau. Après refroidissement, compléter le volume à 1 l.

- Solution de sulfate d'argent:

sulfate d'argent cristallisé (A92S04)	10 g
acide sulfurique (d = 1,84)	q.s p. 1 L

Dissoudre le sulfate d'argent dans 40 ml d'eau permutée, ajouter 960 ml d'acide sulfurique avec précaution.

- Solution de sulfate de fer et d'ammonium à 0,12 mol/l:

sulfate de fer et d'ammonium	47 g
acide sulfurique (d = 1,84)	20 ml
eau permutée q.s.p.	1 l

Dissoudre le sulfate de fer et d'ammonium dans de l'eau, ajouter l'acide sulfurique. Après refroidissement, ajuster le volume à 1 l. le titre de cette solution doit être vérifié tous les jours.

- Solution de dichromate de potassium à 0,04 mol/l :

dichromate de potassium	11,767g
eau permutée	1 L

- Solution de ferroïne :

1,10-phénanthroline	1,5 g
sulfate de fer	0,7 g
eau permutée	100 ml

Dissoudre la phénanthroline et le sulfate de fer dans de l'eau et compléter le volume. On peut également utiliser une solution commerciale.

⊛ Pour Le dosage des nitrates

- Solution de salicylate de sodium à 1 % à renouveler toutes les 24 heures.

- Acide sulfurique concentré (d = 1,84).

- Solution d'hydroxyde de sodium:

hydroxyde de sodium	100 g
sel disodique de l'acide éthylène diamine tétracétique	25 g
eau permutée q.s.p.	500

Dissoudre avec précaution l'hydroxyde de sodium dans 400 ml d'eau permutée; ajouter le sel sodique EDTA. Après dissolution et refroidissement, transvaser la solution dans une fiole jaugée, ajuster le volume à 1 litre. Conserver cette solution dans un flacon depolyéthylène.

- Solution d'azoture de sodium:

azoture de sodium	25 mg
eau permutée	50 ml

- Solution mère étalon d'azote nitrique à 100 mg/ l :

nitrate de potassium anhydre	722 mg
-------------------------------------	---------------

eau permutée	11
---------------------	----

À renouveler tous les deux mois.

- Solution fille étalon d'azote nitrique à 5 mg/ l.

Amener 50 ml de la solution mère à 1000 ml avec de l'eau permutée.

✪ Pour le dosage des Nitrites

- Acide orthophosphorique (d = 1,70).

- Réactif de diazotation :

amino-4-benzènesulfonamide	40 g
dichlorure de N-(naphtyl-1) diamino-1,2 éthane	2 g
acide orthophosphorique (d = 1,7)	100 ml
eau permutée	q.s.p. 1000 ml

Mélanger dans un bécher 800 mL d'eau permutée et 100 mL d'acide phosphorique, ajouter l'amino-4-benzènesulfonamide puis après dissolution, ajouter le dichlorure de N-(naphtyl-1) diamino-1,2 éthane. Agiter jusqu'à complète dissolution. Transvaser la solution dans une fiole jaugée de 1000 mL, ajuster le volume avec de l'eau permutée, mélanger. Conservée au réfrigérateur, cette solution est stable un mois.

- Solution mère étalon d'azote nitreux (NO₂⁻) à 100 mg/ L :

nitrite de sodium	492,8 mg
Eau permutée	1 L

Conservée en flacon de verre inactinique, cette solution est stable un mois.

- Solution fille étalon d'azote nitreux (NO₂) à 1 mg/ L :

Diluer au 1/100 la solution précédente avec de l'eau permutée. À préparer extemporanément.

3-2. Réactifs utilisée pour les analyses bactériologiques

3-2-1. La composition chimique des colorants intervenant dans la coloration des Grams

Solution de cristal violet	
Cristal violet	2g
Ethanol	20 mL
Oxalate d' ammonium	0,8 g
Eau distillée	80 mL

Solution d'iode ou de Lugol (ou liquide de Gram)	
Iode	1 g
Iodure de potassium	2 g
Eau distillée qsp	100mL

Solution de safranine	
Safranine 0	0,25 g
Ethanol (a 95 %)	10 mL
Eau distillée	100 ml.

3-2-2. Composition des milieux de culture

1. Gélose nutritive :

Ingrédients	Quantité
Extrait de viande	1,0g
Extrait de levure	2,0g
Peptone	5,0g
Chlorure de sodium	5,0g
Agar	15,0g

Eau distillée	1000 ml
pH	7,4

2. Cétrimide Agar :

Ingrédients	Quantité
Peptone de gelatine	20.0 g
Chloride de magnésium	1.4 g
Sulfate de potassium	10.0 g
Glycerol	10.0 ml/l
Cetrimide	0.3 g
Agar	13.0 g
Eau distillée	1000 ml
pH	7.2 g

3. Bouillon nutritive :

Ingrédients	Quantité
Peptone	5,00 g
Extrait de viande de bœuf	3,00 g
Eau distillée	1000 ml
pH	7,20 g

4. Milieu king A:

Ingrédients	Quantité
Peptone dite "A"	20,0 g
Glycérol	10,0 g
Sulfate de potassium	10,0 g
Chlorure de magnésium	1,4 g

Agar	12,0 g
Eau distillée	1000 ml
pH	7,2

5. Milieu king B :

Ingrédients	Quantité
Peptone dite "B"	20,0 g
Glycérol	10,0 g
Hydrogénophosphate de potassium	1,5 g
Sulfate de magnésium heptahydraté	1,5 g
Agar	12,0 g
Eau distillée	1000 ml
pH	7,2

6. Milieu gélose viande foie :

Ingrédients	Quantité
Peptone pepsique de viande et de foie	30 g
Glucose	2 g
Agar	6 g
Eau distillée	1000 ml
pH	7,4

7. Eva- Litsky:

Ingrédients	Quantité
Peptone: 20g/l	20 g/l
Glucose:	5g/l
chlorure de sodium	5 g/l

Phosphate bi potassique	2,7 g/l
Azothvate de sodium	0,3 g/l
Ethyle- viote	4 g/l
pH	7

8. TGEA (gélose numération: gélostryptone- glucose- Extrait de levure):

Ingrédients	Quantité
Tryptone	5g/l
Glucose	1g
Extrait de levure	2,5g
Gélose	15g
Eau distillée	1000ml
pH = 7	

3-2-3. Les réactifs :

Réactif TDA : pour la recherche du tryptophane désaminase :

Perchlorure de fer.....3.4 g
Eau distillée.....100 ml

Réactif IND : pour la recherche de l'indole :

Paradiméthylaminobenzaldéhyde.....5.0 g
Alcool isoamylique.....75.0 ml
HCL 37%.....25.0 ml

Réactifs de Voges Proskauer (VP) : pour la recherche de l'acétoïne

VP 1

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

VP 2

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

Annexe 4

Tableau V. Table NPP

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

Annexe 5

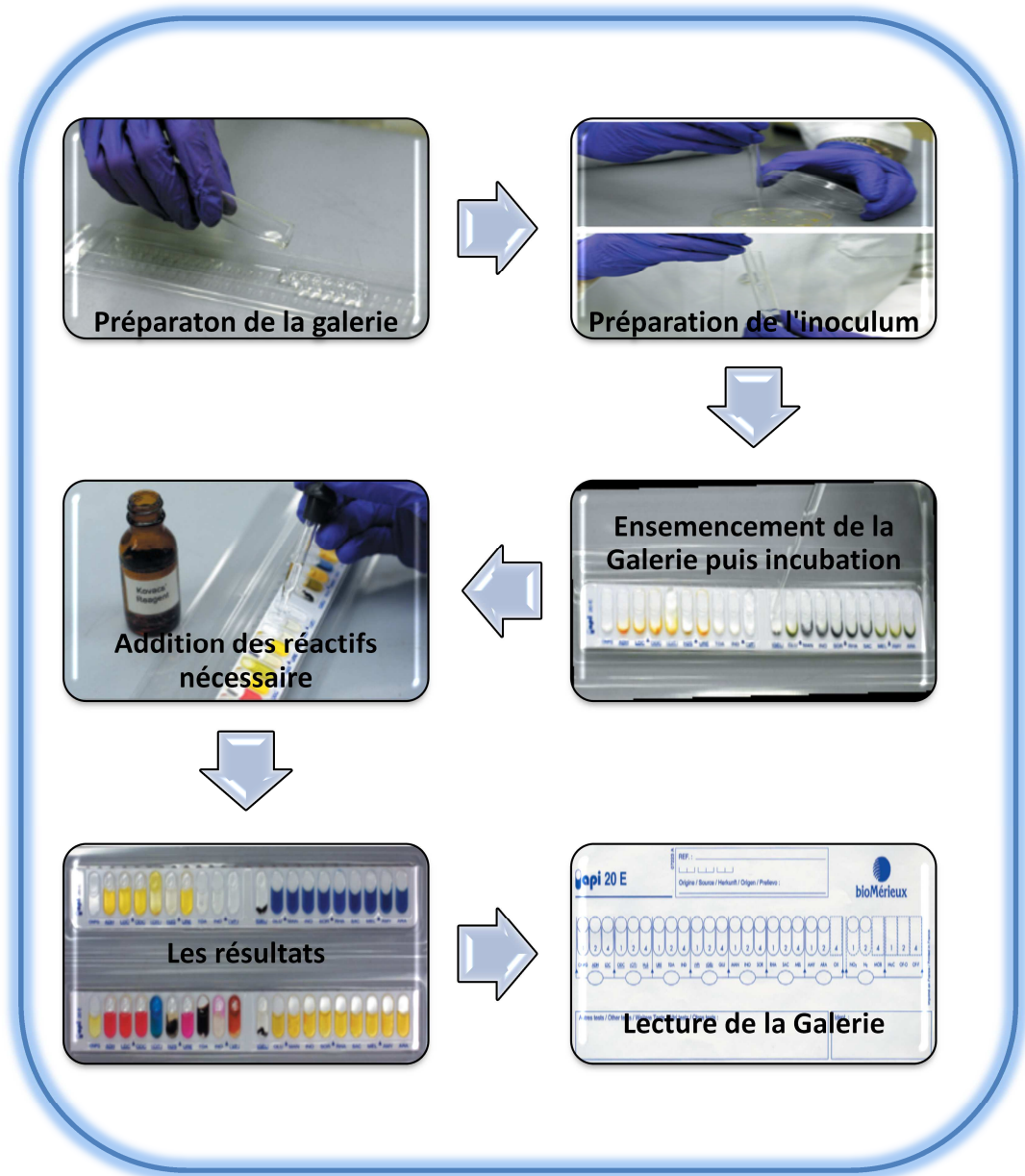


Figure II. Le mode opératoire de la Galerie biochimique

Annexe 6

Tableau VI. Tableau de lecture de l'API 20 NE

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS/ENZYMES	RESULTATS	
				NEGATIF	POSITIF
NO ₃	potassium nitrate	0,136	réduction des Nitrates en nitrites	NIT 1 + NIT 2 / 5 min incoloré rose-rouge	
			réduction des Nitrates en azote	Zn / 5 min rose incolore	
TRP	L-tryptophane	0,2	formation d'indole (TRyptophane)	JAMES / immédiat incoloré vert pâle / jaune rose	
GLU	D-glucose	1,92	fermentation (GLUcose)	bleu à vert	jaune
ADH	L-arginine	1,92	Arginine DiHydrolase	jaune	orange / rose / rouge
URE	urée	0,76	UREase	jaune	orange / rose / rouge
ESC	esculine citrate de fer	0,56 0,072	hydrolyse (β-glucosidase) (ESCuline)	jaune	gris / marron / noir
GEL	gélatine (origine bovine)	0,6	hydrolyse (protéase) (GELatine)	pas de diffusion du pigment	diffusion du pigment noir
PNPG	4-nitrophényl-β-D- galactopyranoside	0,22	β-galactosidase (Para-NitroPhényl-β-D- Galactopyranosidase)	incoloré	jaune
[GLU]	D-glucose	1,56	assimilation (GLUcose)	transparence	trouble
[ARA]	L-arabinose	1,4	assimilation (ARABinose)	transparence	trouble
[MNE]	D-mannose	1,4	assimilation (ManNosE)	transparence	trouble
[MAN]	D-mannitol	1,36	assimilation (MANnitol)	transparence	trouble
[NAG]	N-acétyl-glucosamine	1,28	assimilation (N-Acétyl-Glucosamine)	transparence	trouble
[MAL]	D-maltose	1,4	assimilation (MALtose)	transparence	trouble
[GNT]	potassium gluconate	1,84	assimilation (potassium GlucoNaTe)	transparence	trouble
[CAP]	acide caprique	0,78	assimilation (acide CAPrique)	transparence	trouble
[ADI]	acide adipique	1,12	assimilation (acide ADIrique)	transparence	trouble
[MLT]	acide malique	1,56	assimilation (MaLaTe)	transparence	trouble
[CIT]	trisodium citrate	2,28	assimilation (trisodium CITrate)	transparence	trouble
[PAC]	acide phénylacétique	0,8	assimilation (acide PhényLACétique)	transparence	trouble
OX	(voir notice du test oxydase)	-	cytochrome-oxydase	(voir notice du test oxydase)	

Annexe 7

Tableau VII. Tableau de lecture de l'API staph

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS / ENZYMES	RESULTAT	
				NEGATIF	POSITIF
0	Aucun		Témoin négatif	rouge	—
GLU	D-glucose	1,56	(Témoin positif) (D-GLUcose)	rouge *	jaune
FRU	D-fructose	1,4	acidification (D-FRUctose)		
MNE	D-mannose	1,4	acidification (D-ManNosE)		
MAL	D-maltose	1,4	acidification (MALtose)		
LAC	D-lactose (origine bovine)	1,4	acidification (LACtose)		
TRE	D-tréhalose	1,32	acidification (D-TREhalose)		
MAN	D-mannitol	1,36	acidification (D-MANnitol)		
XLT	xylitol	1,4	acidification (XyLiTol)		
MEL	D-mélibiose	1,32	acidification (D-MELibiose)		
NIT	nitrate de potassium	0,08	Réduction des NITrates en nitrites		
PAL	β-naphtyl phosphate	0,0244	Phosphatase ALcaline	<u>ZYM A + ZYM B / 10 min</u> jaune	violet
VP	sodium pyruvate	1,904	production d'acétyl méthyl-carbinol (Voges Proskauer)	<u>VP 1 + VP 2 / 10 min</u> incolore-rose pâle	violet-rose
RAF	D-raffinose	1,56	acidification (RAFfinose)	rouge	jaune
XYL	D-xylose	1,4	acidification (XYLose)		
SAC	D-saccharose	1,32	acidification (SACcharose)		
MDG	méthyl-αD- glucopyranoside	1,28	acidification (Méthyl-αD- Glucopyranoside)		
NAG	N-acétyl-glucosamine	1,28	acidification (N-Acétyl-Glucosamine)		
<u>ADH</u>	L-arginine	1,904	Arginine DiHydrolase	jaune	orange-rouge
<u>URE</u>	urée	0,76	UREase	jaune	rouge-violet

Annexe 8

Tableau VIII. Tableau de lecture API 20 E

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS/ENZYMES	RESULTATS	
				NEGATIF	POSITIF
ONPG	2-nitrophényl-βD-galactopyranoside	0,223	β-galactosidase (Ortho NitroPhényl-βD-Galactopyranosidase)	incolore	jaune (1)
ADH	L-arginine	1,9	Arginine DiHydrolase	jaune	rouge / orangé (2)
LDC	L-lysine	1,9	Lysine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
ODC	L-ornithine	1,9	Ornithine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
[CIT]	trisodium citrate	0,756	utilisation du CITrate	vert pâle / jaune	bleu-vert / bleu (3)
H ₂ S	sodium thiosulfate	0,075	production d'H ₂ S	incolore / grisâtre	dépôt noir / fin liseré
URE	urée	0,76	UREase	jaune	rouge / orangé (2)
TDA	L-tryptophane	0,38	Tryptophane DésAminase	jaune	<u>TDA / immédiat</u> marron-rougeâtre
IND	L-tryptophane	0,19	production d'INDole	incolore vert pâle / jaune	<u>JAMES / immédiat</u> rose
[VP]	sodium pyruvate	1,9	production d'acétoïne (Voges Proskauer)	incolore / rose pâle	<u>VP 1 + VP 2 / 10 min</u> rose / rouge (5)
[GEL]	gélatine (origine bovine)	0,6	Gélatinase (GELatine)	non diffusion	diffusion du pigment noir
GLU	D-glucose	1,9	fermentation / oxydation (GLUcose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune / jaune gris
MAN	D-mannitol	1,9	fermentation / oxydation (MANnitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
INO	inositol	1,9	fermentation / oxydation (INOsitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SOR	D-sorbitol	1,9	fermentation / oxydation (SORbitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
RHA	L-rhamnose	1,9	fermentation / oxydation (RHAmnose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SAC	D-saccharose	1,9	fermentation / oxydation (SACcharose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
MEL	D-melibiose	1,9	fermentation / oxydation (MELibiose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
AMY	amygdaline	0,57	fermentation / oxydation (AMYgdaline) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
ARA	L-arabinose	1,9	fermentation / oxydation (ARABinose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
OX	(voir notice du test oxydase)		cytochrome-OXYdase	(voir notice du test oxydase)	

Annexe 9

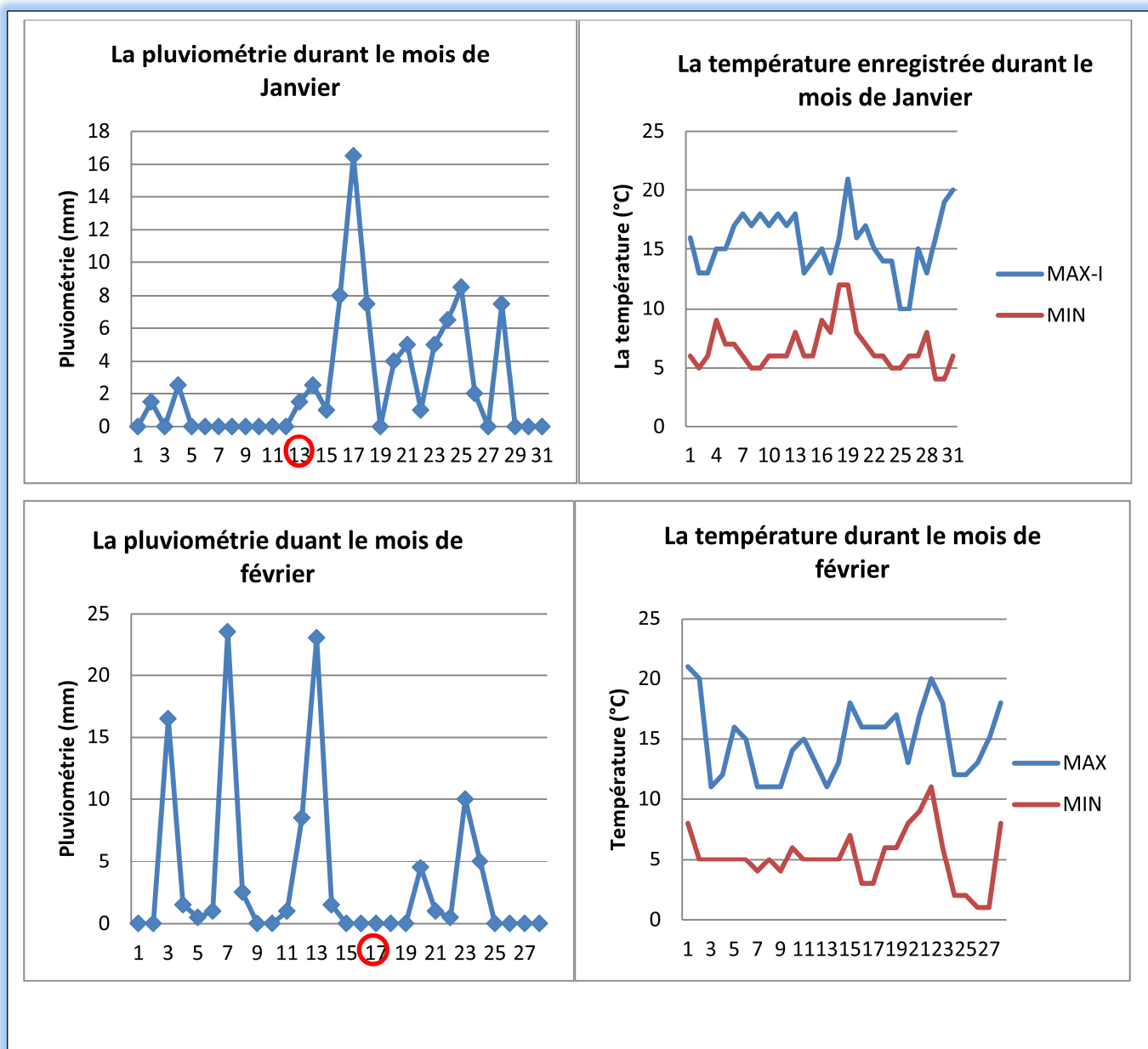


Figure III. Les valeurs de la température et de la pluviométrie enregistrées durant les mois de Janvier et février 2013. (Source ONM)

Annexe 10

Tableau IX. Les espèces bactériennes identifiées

Les espèces bactériennes	Site 1 Garaet Hadj Taher				Site 2 Garaet lemsouessa				Site3 Garaet Beni m'hamed			
	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4
<i>Proteus mirabilis</i>	+	-	/	+	+	-	/	+	+	+	/	+
<i>Proteus vulgaris</i>	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	+	+	-	+	+	+	-	+	+	+	-	-
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	+	/	/	/	+	/	/	/	+	/	/	/
<i>Pseudomonas sp</i>	/	/	/	+	/	/	/	-	/	/	/	-
<i>Providencia sp</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+	+	+
<i>Staphylococcus aureus</i>	+	-	+	-	+	-	+	+	+	-	+	+
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	+	+	+	-	+	-	+	-	+	-	+	-
<i>Staphylococcus intermidis</i>	/	/	+	/	/	/	+	/	/	/	+	/
<i>Salmonella thyphmirium</i>	-	/	/	/	-	/	/	/	+	/	/	/
<i>Serratia marcesens</i>	+	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	+
<i>Hafnia sp</i>	-	+	/	-	+	-	/	-	+	-	/	-
<i>Morganella morgani</i>	-	+	-	+	-	+	+	+	-	+	-	+
<i>E. coli</i>	/	+	+	+	/	+	+	+	/	+	+	+
<i>Klebsiella oxytoca</i>	+	-	+	-	+	-	+	-	-	-	+	-
<i>Enterobacter cloacae</i>	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	-
<i>Enterobacter agglomerans</i>	+	+	/	+	+	-	/	-	+	+	/	+
<i>Edwardseilla sp</i>	+	/	-	+	+	/	-	-	-	/	+	-
<i>Alteromonas sp</i>	/	/	/	+	/	/	/	+	/	/	/	+
<i>Aeromonas sp</i>	-	/	-	/	-	/	-	/	-	/	-	/
<i>Vibrio sp</i>	/	/	-	/	/	/	+	/	/	/	+	/

The eco-complex wetlands of Guerbes Sanhadja account 31 sites, classified in the Ramsar Convention since February 2001. In order to make an assessment of the water quality in this complex, we have chosen two freshwater marshes «Garaet Hadj Tahar» and « Garaet Lemsouessa » and brackish marshes «Garaet Beni M'hamed». Monthly analyses were performed during the winter season which runs from December 2012 until March 2013 on bacteriological parameters (Total bacteria count, total and fecal coliforms, fecal streptococci and identification of pathogens) and physico-chemical parameters (temperature, pH, electrical conductivity, salinity, nitrate, nitrite, COD ...)

The results have allowed us to deduce a bacterial contamination of water from the three marshes with a variation of the number of indicator bacteria of fecal contamination, during the month under the influence of climatic factors, mainly temperature and rainfall. And the results of physicochemical analyzes show varying concentrations ,but the water remains good to acceptable quality with the exception of Garaet Beni M'hamed , where the values of conductivity, TDS and salinity are high and exceed the standards , which makes the marshes water brackish and not recommended for agricultural use.

Key words: eco-complex of Guerbes Sanhadja, water quality, bacteriological parameters, physico-chemical parameters, pollution, fecal coliforms.

المركب البيئي للأراضي الرطبة قرباز صنهاجة يحوي 31 موقع، وهو مدرج في اتفاقية رامسار منذ فيفري 2001 . من أجل إجراء تقييم لنوعية المياه في هذا المركب، وتحديد نوعيته البكتيرية و الفيزيوكيميائية. قمنا بإجراء تحاليل شهرية خلال الفترة الشتوية الممتدة ابتداء من شهر ديسمبر 2012 وحتى مارس 2013، وهذا بعد اختيار ثلاث مواقع للدراسة ؛ اثنين من برك المياه العذبة، "قرعة حاج الطاهر" و "قرعة لمسوسة" ومستنقع للمياه المالحة "قرعة بني محمد". وقد تركزت التحاليل البكتيرية في البحث عن البكتيريا المسببة للتلوث البرازي (القولونيات البرازية، العقديات البرازية) وتحديد البكتيريا المسببة للأمراض ، و التحاليل الفيزيوكيميائية على تحديد تراكيز بعض العناصر (درجة الحرارة، ودرجة الحموضة، التوصيل الكهربائي، ودرجة الملوحة والنترات والنترات ...)

وقد كشفت نتائج الدراسة عن وجود نسب عالية من البكتيريا الدالة على التلوث البرازي في مياه المواقع الثلاثة، مع اختلاف في نسب هذه المؤشرات خلال الأشهر تحت تأثير العوامل المناخية كدرجة الحرارة و الأمطار. كما أظهرت نتائج التحاليل الفيزيوكيميائية عن مياه جيدة إلى مقبولة النوعية، باستثناء قرعة بني محمد حيث سجلت نسب ملوحة مرتفعة لدى ينصح بعدم استخدامها في المجال الفلاحي .

الكلمات المفتاحية : المركب البيئي قرباز صنهاجة، نوعية المياه، المعايير البكتيرية ، المعايير الفيزيوكيميائية

التلوث ، القولونيات البرازية.

L'éco-complexe des zones humides de Guerbes Sanhadja compte 31 sites classés de la convention de Ramsar depuis février 2001. Dans le but de faire une évaluation de la qualité d'eau dans ce complexe, nous avons choisis deux marais d'eau douce « Garaet Hadj Tahar » et « Garaet Lemsouessa » et un marais saumâtre « Garaet Beni M'hamed ».

Des analyses mensuelles ont été effectuées durant la période hivernale qui s'étale à partir du mois de décembre 2012 jusqu'à mars 2013. Elles concernent les paramètres bactériologiques (Dénombrement des germes totaux, des coliformes totaux et fécaux, les streptocoques fécaux et identification des germes pathogènes) et les paramètres physico-chimique (Température, pH, conductivité électrique, salinité, nitrates, nitrites, DCO...)

Les résultats nous ont permis de déduire une contamination bactérienne de l'eau des trois marais avec une variation des nombres des germes indicateurs de la contamination fécale au cours des mois sous l'influence des facteurs climatiques principalement la température et la précipitation. Et les résultats des analyses physico chimiques montrent des concentrations variables mais l'eau reste de qualité bonne à acceptable ; à l'exception de Garaet Beni M'hamed où les valeurs de la conductivité, TDS et de la salinité sont élevées et dépassent les normes, ce qui rend l'eau de ce marais saumâtre et déconseillée pour l'utilisation agricole.

Mots clés : l'éco-complexe de Guerbes Sanhadja, qualité de l'eau, paramètres bactériologiques, paramètres physico-chimiques, pollution, Coliformes fécaux.