

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

UNIVERSITE 08 Mai 1945 de GUELMA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE,
SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS
DÉPARTEMENT D'ÉCOLOGIE ET GENIE DE L'ENVIRONNEMENT



MEMOIRE

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

Option :

Biodiversité et conservation des Zones humides

THÈME

**Diversité microbiologique et étude physico-chimique
de l'eau de la zone humide Garaet Timerganine
(Wilaya d'Oum El Bouaghi, Hauts plateaux du constantinois)**

Présenté par :

GUERGUEB El-Yamine

Membres de jury :

Président :	BENOURETH. D.E.	(Pr)	Université de Guelma
Promoteur :	HOUHAMDI. M	(Pr)	Université de Guelma
Examineurs :	Saheb. M	(M.C.A)	Université d'Oum El Bouaghi
	Ouakid M-L	(M.C.A)	Université d'Annaba

2011/2012

Remerciements

Au terme de ce travail, je tiens à présenter mes vifs remerciements et exprimer ma gratitude à tous ceux qui ont participé de près ou de loin à sa réalisation. Je rends un hommage particulier à :

Monsieur le Professeur **Benouareth D. E.**, Professeur au département de biologie à l'université de Guelma, pour m'avoir fait l'honneur de présider ce jury.

Qu'il trouve ici le témoignage de ma très haute considération.

Monsieur **Sahab Menaouar**, Maître de conférences au département de biologie à l'Université d'Oum El-Bouaghi, pour son aide et d'avoir accepté aussi participé à ce jury.

Monsieur **Ouakid Mohamed Laid**, Maître de conférences au département de biologie à l'Université d'Annaba, de m'avoir honorer en assistant au débat de ce travail.

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

Je ne saurais oublier de remercier M^{lle} Metallaoui S. Maître de conférences au département de biologie à l'université de Skikda, pour son aide.

Je tiens à exprimer toute ma gratitude à ma famille pour son soutien et sa confiance tout au long de ce travail ; ma mère, mon père, mes frères et sœurs.

Mes remerciements vont également à :

M^{me} Allaoua Noua, M^{me} Bouaguel Liela, M^{elles} Rouaiguia Meriem, M^{elles} Haddad Soumia, et M^{elles} Kafi Fadhila pour ces aides précieuses.

Mes amis, Ali, Choayb, Hafid, Mondji et Noureddine

Mes remerciements vont aussi à tous les personnels du laboratoire pédagogique du département de biologie de l'université de Guelma. M^{me} Houria, M^{elle}. Radhia, et M. Bouchlaghem El-Hadi qui dans les meilleures conditions ont mis à ma disposition tous le matériel nécessaire.

Liste des Tableaux

Tableau	Titre	Page
1	Les principales zones humides des hautes plaines de l'Est algérien	04
2	Composition floristique de la Garaet de Timerganine et de ses abords	07
3	Liste des espèces observées au niveau de la Garaet de Timerganine	13
4	Mammifères terrestres fréquentant la Garaet de Timerganine	14
5	Batraciens et reptiles fréquentant la Garaet de Timerganine	15
6	Entomofaune recensée dans la Garaet de Timerganine	15
7	Données météorologiques de la station d'Oum El-Bouaghi (1990-2008).	18
8	Caractéristiques des dénivelés sur le bassin versant de la Garaet de Timerganine	22
9	Occupation du sol dans le bassin versant de la Garaet de Timerganine	23
10	Caractéristiques des points de prélèvement	28
11	Coloration de Gram	40
12	Méthodes d'analyse des différents paramètres physico-chimiques	53
13	Résultat de la recherche des Anaérobies sulfito-réducteurs(ASR).	57
14	Caractères macroscopiques et microscopiques des colonies bactériennes isolées de l'eau de la Garaet de Timerganine	58
15	Résultats de la Galerie biochimique classique	59
16	Résultats de l'identification par la galerie API 20 E	60

Liste des Figures

Figure	Titre	Page
1	Situation géographique du complexe de zones humides des hautes plaines de l'Est de l'Algérie	04
2	Localisation de la zone d'étude	05
3	Représentation schématique des habitats de la zone humide et ses rives	11
4	Habitats de la zone humide	12
5	Diagramme Pluvio-thermique de la région d'Oum El Bouaghi (1990-2008)	19
6	Situation de la région d'Oum El-Bouaghi dans le climagramme d'Emberger	19
7	Modèle numérique de terrain du bassin versant de la Garaet de Timerganine	21
8	Déclivité des versants sur le bassin versant de la Garaet de Timerganine	22
9	Occupation du sol du bassin versant de la Garaet de Timerganine	24
10	Localisation des points de prélèvements	28
11	Recherche et dénombrement des germes revivifiables	33
12	Recherche et dénombrement des coliformes	35
13	Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux	37
14	Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfit-réducteurs	38
15	Evolution de la flore mésophile totale a 37°C	54
16	Evolution du nombre de coliformes totaux	55
17	Evolution du nombre de coliformes fécaux	56
18	Evolution du nombre de Streptocoques fécaux	56
19	Bâtonnets Gram (-)	57
20	Cocci Gram (+)	57
21	Identification biochimique par la galerie classique d' <i>E. coli</i>	59
22	Résultats d'identification biochimique par API 20 E	61
23	Variations spatio-temporelles du pH	62
24	Variations spatio-temporelles de la CE	63
25	Variations spatio-temporelles de la Salinité	64
26	Variations spatio-temporelles des teneurs du Sodium	65
27	Variations spatio-temporelles du taux de Potassium	65
28	Variations spatio-temporelles des teneurs des Chlorures	66
29	Variations spatio-temporelles des teneurs du Calcium	67
30	Variations spatio-temporelles des teneurs du Magnésium	67
31	Variations spatio-temporelles de la Dureté totale	68

32	Variations spatio-temporelles des teneurs des Nitrates	69
33	Variations spatio-temporelles des teneurs d'Ammonium	69
34	Variations spatio-temporelles des teneurs des Silfites	70
35	Variations spatio-temporelles des teneurs des Sulfates	71
36	Variations spatio-temporelles de l'alcalinité totale (TAC)	72

Liste des Abréviations

ANRH : Agence Nationale des Ressources Hydriques

ASR : Anaérobies sulfitoréducteurs

BCPL : Bouillon lactose au pourpre de bromocrésol.

°C : Degré Celsius

CE: Conductivité électrique

CF : Coliformes fécaux

CT : Coliformes totaux

D/C : Double concentration.

DCF : Direction de conservation des forêts

DGS : Direction Générale de la santé

ETP : évapotranspiration

Fig : Figure.

g/l : Gramme par litre

h : Heure

IND : Indole.

ISO : Organisation Internationale de Standardisation

LDC : Lysine déshydrogénase.

MedWet : Initiative Méditerranéenne de la Convention Ramsar pour les Zones Humides

MES : Matières en suspension

mg/l : milligramme par litre

NPP : Nombre le plus probable.

OMS : Organisation mondiale de santé.

ONPG: Ortho-Nitrophényle-B-D –Galactosidase.

P : précipitations moyennes annuelles

pH : Potentielle Hydrogène.

Q₂: quotient pluviométrique.

RM : Rouge de méthyle.

RMC : Agence de l'Eau Rhône Méditerranée et de Corse

S/C : Simple concentration.

SF : streptocoque fécaux

SIG : Système d'information géographique

T : Température

Tab : Tableau

TAC : Titre Alcalimétrique Complet.

TDA : Tryptophane décarboxylase.

TGEA : Gélose numération : Gélostryptone-glucose-Extrait de levure.

TH : Titre hydrotimétrique

TSI : Triple Sagar Iron.

UFC : Unité formant colonie

VF : Viande Foie.

VP : Voges Proskawer.

Sommaire

INTRODUCTION

CHAPITRE I : Description du site

I.	Description de la zone humide	03
I.1.	Situation géographique	03
I.2.	Cadre biotique	06
I.2.1.	Flore	06
I.2.1.1.	Habitats	10
I.2.1.1.1.	Système MedWet	10
I.2.1.1.2.	Habitats de la zone humide de Timerganine	10
I.2.2.	Faune	13
I.2.2.1.	Avifaune	13
I.2.2.2.	Mammifères	14
I.2.2.3.	Amphibiens et reptiles	15
I.2.2.4.	Entomofaune	15
I.3.	Caractéristiques socio-économiques de la zone humide	16
I.4.	Description du bassin versant de la Garaet de Timerganine	16
I.4.1.	Régime hydrique	17
I.4.2.	Climatologie	17
I.4.3.	Géologie et géomorphologique	20
I.4.4.	Topographie	20
I.4.5.	Pédologie	21
I.4.6.	Déclivité	22
I.4.7.	Occupation du sol	23
I.5.	Fonctions de la zone humide	25
I.5.1.	Fonctions hydrologiques	25
I.5.2.	Fonctions biologiques	26
I.5.3.	Fonctions socio-économiques	26

CHAPITRE II : Matériel et Méthodes

II.1.	Analyse microbiologique des eaux	27
II.1.1.	Méthodes de prélèvement, transport et conservation	27
II.1.2.	Points de prélèvement	27
II.1.3.	Matériel de prélèvement	28
II.1.4.	Méthodes de prélèvement	28

II.1.5. Transport et conservation au laboratoire	29
II.1.6. Examen bactériologique des eaux	29
II.1.6.1. Les coliformes	29
II.1.6.2. Les coliformes totaux	29
II.1.6.3. Les coliformes fécaux	30
II.1.6.4. Les Enterococcus	30
II.1.6.5. Les bactéries revivifiables	30
II.1.7. Méthode d'analyse bactériologique des eaux	31
II.1.7.1. Recherche et dénombrement des germes revivifiables	31
II.1.7.2. Recherche et dénombrement des coliformes	33
II.1.7.3. Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux	36
II.1.7.4. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)	36
II.1.7.5. Recherche bactérien et isolement des germes pathogènes	39
II.2. Analyse physico-chimique des eaux	52
II.2.1. Echantillonnage des eaux	52
II.2.2. Méthodes d'analyse des eaux	52
CHAPITRE III : Résultats et Discussion	
III.1. Résultats des analyses Bactériologiques	54
III.1.1. Germes Totaux	54
III.1.2. Coliformes Totaux	54
III.1.3. Coliformes Fécaux	55
III.1.4. Streptocoques fécaux	56
III.1.5. Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)	57
III.1.6. Identification des souches bactériennes	57
III.1.6.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram	57
III.1.6.2. Résultats de l'identification biochimique	59
III.2. Résultats des analyses physico-chimiques	62
III.2.1. Le potentiel d'hydrogène (pH)	62
III.2.2. La conductivité électrique (CE)	62
III.2.3. La salinité	63
III.2.4. Le Sodium (Na^+)	64
III.2.5. Le Potassium (K^+)	65
III.2.6. Les chlorures (Cl)	66

III.2.7. Le Calcium (Ca^{2+})	67
III.2.8. Le Magnésium (Mg^{2+})	67
III.2.9. La Dureté totale (Titre hydrotimétrique TH)	68
III.2.10. Les nitrates (NO_3^-)	69
III.2.11. L'ion ammonium (NH_4^+)	69
III.2.12. Les sulfates (SO_4^{2-})	70
III.2.13. L'ortho phosphate (PO_4^-)	71
III.2.14. L'Alcalinité	72

CONCLUSION

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

RESUME

ANNEXS

Introduction

Les zones humides représentent une partie assez considérable de la surface de notre planète dont elles couvrent à peu près 4 à 6 % de la superficie émergée (Thorsell et *al.*, 1997; Mitch et Gosselink, 2007 ; Chenchouni, 2011). Elles sont omni présentes dans tous les biomes terrestres (Sahagion et *al.*, 1998 ; MEA, 2005) mais, dont leurs existences dépendent de l'eau qui est le principal facteur déterminant les formes de vie végétale, animale et microscopique associées (Ramsar, 2007a). Du point de vue écologique, ces milieux sont des unités fonctionnelles du paysage s'inscrivant dans un gradient environnemental, dont une extrémité est constituée par les terres typiques et l'autre par les milieux aquatiques (Mitch et *al.*, 2009).

Les zones humides assurent plusieurs fonctions qui fournissent à leur tour, après évaluation, des avantages économiques considérables (Degroot et *al.*, 2006 ; Turner et *al.*, 2008). Ceci justifie leur classement comme étant les écosystèmes les plus reproductifs du monde (Barber et *al.*, 1997 ; Mitch et Gosselink, 2007) en plus de la place particulière qu'elles occupent dans le patrimoine culturel de l'humanité (Thorsell et *al.*, 1997; MEA, 2005). Ces fonctions, valeurs et caractéristiques singulières ne peuvent se perpétuer que si les processus écologiques se déroulent normalement (Ramsar, 2007a). Toutefois ces écosystèmes restent parmi les environnements les plus menacés du monde (Sahagion et *al.*, 1998 ; Mitch et *al.*, 2009) et la restauration des fonctions perdues ou dégradées est devenue une nécessité qui attire l'attention mondiale afin de palier à toutes les formes de menaces et d'assurer la durabilité qu'elles rendent (Kent, 2000). Dans cette optique, plusieurs conventions, initiatives et traités sont nés pour sauvegarder ces écosystèmes et assurer leur bon fonctionnement, dont la convention de Ramsar qui met en œuvre des systèmes cohérents et mis à jour la classification et la protection des ces biotopes, est le meilleur exemple donné (Ramsar, 2007b).

L'Algérie comporte une multitude de zones humides d'importance internationale dont 50 sites sont classés Ramsar (Ramsar 2011), dont 7 dans le complexe des hautes plaines de l'Est algérien (Houhamdi. et *al.*, 2009), qui s'étend sur près de 300 km de l'Est à l'Ouest et compte quinze plans d'eau (Chotts, Sebkhass et Garaets).

La Garaet de Timerganine est l'une des plus importants sites du complexe des zones humides des hautes plaines, ainsi que la seule plan d'eau douce de la région, avec une diversité floristique et faunistique importante.

Plusieurs études ont été réalisées sur cet hydro-système dans le cadre de recherche des différents Universités, de l'Est algérien notamment Oum El-Bouaghi, Batna, Khanchela, Annaba et Guelma, ou plusieurs axes ont été abordés tels l'avifaune fréquentant la Garaet, la flore, l'entomofaune et les mammifères.

Dans notre étude, nous avons mis l'accent sur l'étude de la biodiversité microbienne de l'eau de la Garaet de Timerganine, en identifiant toutes les espèces isolées et de déterminer la qualité physico-chimique de l'eau. Ce travail est composé de trois chapitres qui sont :

Le premier est réservé à la description de la zone d'étude «la Garaet de Timerganine ». Il rassemble une synthèse bibliographique concernant le site (la géologie, l'hydrologie, la climatologie et le cadre biotique).

Le second présente la méthodologie utilisée pour la détermination de la qualité physico-chimique et microbiologique de l'eau de ce hydro-système.

Le troisième, qui est sous forme de graphes et d'histogrammes) expose les résultats obtenus au cours de toute la période de l'étude.

Chapitre. I :

Description du site

I. Description de la zone humide

Le complexe des zones humides des hautes plaines de l'Est algérien (Fig.01) s'étend sur près de 300 km de l'Est à l'Ouest et compte quinze plans d'eau (Chotts, Sebkhass et Garaets) dont 7 présentent un statut de site Ramsar (Tab.01). La Garaet de Timerganine (étymologiquement, série de petites mares d'eau interconnectées) (Houhamdi. et *al.*, 2009) qui fait partie de ce complexe représente l'unique plan d'eau douce de la région. (Sedik et *al.*, 2010)

La Garaet de Timerganine est une dépression endoréique alimentée par l'Oued Boulefreis et par quelques cours d'eau intermittents sur la rive ouest du Garaet (Fig.02). La dépression est constituée de deux bassins distincts : le Grand Timerganine et le Petit Timerganine. (Mazzi, 2009) Les limites des deux zones humides lacustres constituant la Garaet de Timerganine ont été tracées à l'aide d'indices liés à la flore (Critère 2: présence ou absence d'une végétation hydrophile), à l'hydrologie (Critère 1) et à l'occupation des terres (Critère 5 : limite entre les espaces naturels et les milieux anthropisés). Au Sud et sur ses pourtours, la Garaet de Timerganine est délimité par le milieu terrestre steppique et par des cultures de blé, alors qu'au nord, il est délimité par la fin du système palustre associé à la plaine inondable de l'Oued Boulefreis.

Selon ces critères, la zone humide couvre une superficie de 286,7 ha dont 84,0 ha pour le Petit Timerganine et 202,7 ha pour le Grand Timerganine. La cuvette de la Garaet de Timerganine possède un fond argileux et est entourée de dunes sableuses peu consolidées. (Saheb, 2009).

I.1. Situation géographique

La Garaet de Timerganine dépend de la wilaya d'Oum El Bouaghi, la Daïra de cette dernière et de la commune de Ain Zitoune, elle est située à 26 km au Sud du chef lieu de la Wilaya, elle est limitée au Nord par la route reliant la commune de Ain Zitoune à celle de Chemora (wilaya de Batna), au Sud par la plaine de Remila, à l'Ouest la commune de Ain Zitoune et à l'Est la route reliant la wilaya d'Oum El Bouaghi à Khanchla dont les coordonnées suivantes : 33°35'39,241"N, 06°57,468"E. (Seddik, 2011)

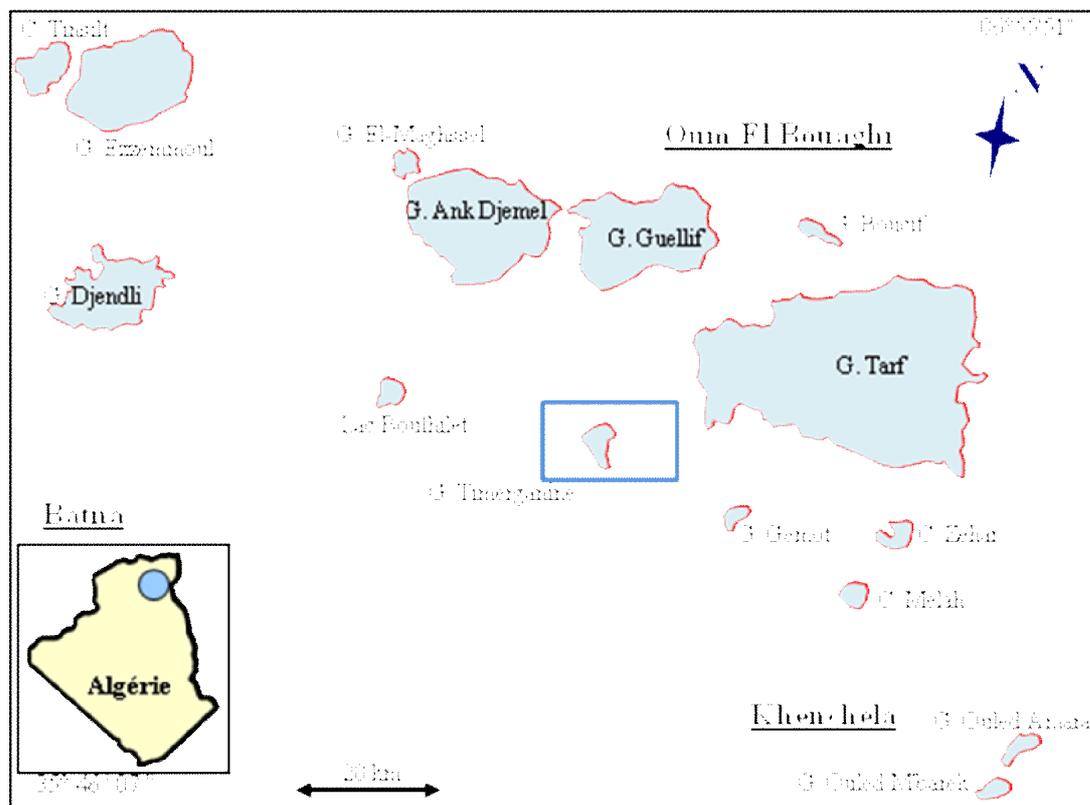
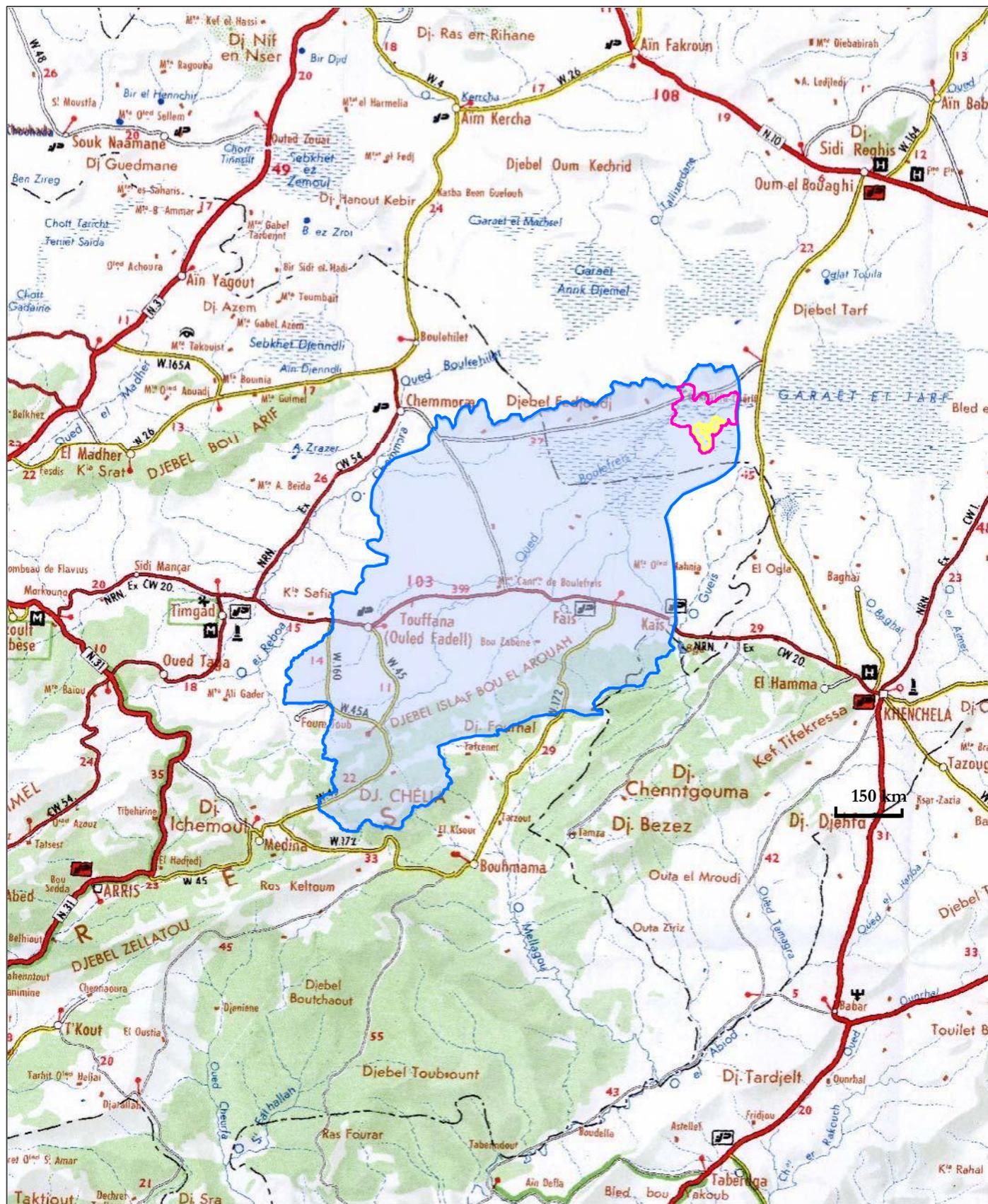


Figure. 01: Situation géographique du complexe de zones humides des hautes plaines de l'Est de l'Algérie (Seddik et al., 2010)

Tableau.01: Les principales zones humides des hautes plaines de l'Est algérien (Seddik et al., 2010)

Zone humide	Coordonnées	Superficie	Statut de conservation
Garaet Tarf	35°38,420'N, 07°01,281'E	25500 ha	Site Ramsar (2004)
Garaet Ank Djemel	35°45,225'N, 06°54,442'E	6750 ha	Site Ramsar (2004)
Garaet El-Maghssel	35°49,581'N, 06°43,529'E	110 ha	Site Ramsar (2004)
Garaet Guellif	35°45,225'N, 06°54,442'E	5500 ha	Site Ramsar (2004)
Chott Tinsilt	35°53,975'N, 06°29,581'E	3600 ha	Site Ramsar (2004)
Garaet Ezzemoul	35°53,137'N, 06°30,200'E	6400 ha	Site Ramsar (2009)
Garaet de Timerganine	35°39,241'N, 06°57,468'E	250 ha	Site Ramsar (2009)
Lac Boulhilet	35°44,542'N, 06°47,222'E	175 ha	Site Ramsar (2009)
Ougla touila (Garaet Boucif)	35°47,829'N, 07°04,494'E	175 ha	Néan
Garaet Djendli	35°41,466'N, 06°31,193'E	3800 ha	Néan
Garaet Gémat	35°38,303'N, 07°00,506'E	57 ha	Néan
Chott Melah	35°36,446'N, 07°05,136'E	85 ha	Néan
Chott Zehar	35°36,135'N, 07°03,314'E	76 ha	Néan
Sebkhet Ouled Amara	35°20,261'N, 07°15,429'E	340 ha	Néan
Sebkhet Ouled M'Barek	35°23,378'N, 07°20,315'E	950 ha	Néan



Légende

-  Limite du bassin versant
-  Limite de la zone de fonctionnalité
-  Limite de la zone humide

Figure.02: Localisation de la zone d'étude (Tecsult, 2010).

I.2. Cadre biotique

I.2.1. Flore

La Garaet de Timerganine présente une faible variété d'habitats humides et une flore riveraine relativement appauvrie. La végétation de ce site, formée essentiellement de steppe halophyte à Chénopodiacées a été fortement modifiée par les activités liées à l'agriculture et à l'élevage. (Maazi, 2005).

Selon Gehu et Gehu-Franck (1986), la flore du milieu riverain de la Garaet de Timerganine est associée à une végétation frutescente et crassulescente, des sansouires méditerranéennes et hauts de prés salés thermo-atlantiques. Ce type de formation d'aspect steppique dense est dominé essentiellement par des halophytes à port chamaephytique ou nanophanérophytique appartenant à la famille des Chénopodiacées. Largement représentée aussi bien sur le littoral qu'à l'intérieur des terres, cette formation végétale occupe le pourtour des dépressions salées en régions et territoires semi-arides, arides et sahariens.

Les principales espèces végétales retrouvées en zone humide et en milieu steppique riverain sont représentées dans le tableau 2. Ces données proviennent de deux sources. Ounis et Zemouchi (2004) ont étudié et cartographié la distribution spatio-temporelle de la végétation de la Garaet de Timerganine sur les trois saisons (hiver, été, printemps). La Conservation des forêts d'Oum El Bouaghi a fourni une liste des espèces relevées au cours des années pour la région de la Garaet de Timerganine.

Tableau. 02 : Composition floristique de la Garaet de Timerganine et de ses abords (Ounis et Zemouchi, 2004)

Famille (forme biologique)	Nom commun	Composition floristique	Ounis et Zemouchi (2004) (présence ou absence saisonnaire)			Conservation des forêts
			Automne	Hiver	Printemps	Liste globale
Chénopodiacées (halophytes)	Aroche	<i>Atriplex halimus</i>	+	+	+	+
	Chenopode	<i>Chenopodium sp.</i>	-	-	+	
	Trèfle des sables	<i>Salsola fruticosa</i>	+	+	+	+
	Salicorne ligneuse	<i>Salicornia fruticosa</i>	+	+	+	+
Composées (thérophytes)	Armoise blanche	<i>Artemisia herba alba</i>	-	+	-	
	Careline	<i>Carlina sp.</i>	+	+	+	+
	Centaurée chausse-	<i>Centaurea calcitrapa</i>	+	+	+	+
	Centaurée du Valais	<i>Centaurea vallesiaca</i>	+	+	+	+
	Chardon	<i>Carduus sp.</i>	+	-	+	
	Cirse	<i>Cirsium sp.</i>	+	-	-	+
	Vergerette du Canad	<i>Conyza canadensis</i>	-	+	-	+
	Scolyme à grandes	<i>Scolymus grandifolus</i>	+	+	+	+
	Chardon d'Espagne	<i>Scolymus hispanicus</i>	+	+	+	+
	Porcelle des bruyère	<i>Hypochaeris radicata</i>	-	-	+	+
	Picride	<i>Picris sp.</i>	-	-	+	+
	Souci sauvage	<i>Calendula arvensis</i>	-	-	+	+
	Chicorée sauvage	<i>Cichorium intybus</i>	-	-	+	+
	Camomille mixte	<i>Ormenis mixta</i>	-	+	+	+
	Pissenlit officinal	<i>Taraxacum officinale</i>				+
	Graminées (thérophytes)	Vulpin des prés	<i>Alopecurus pratensis</i>	+	+	+
Chiendent pied-de		<i>Cynodon dactylon</i>	+	+	+	
Brome		<i>Bromus sp.</i>	+	+	+	+
Roseau commun		<i>Phragmites australis</i>	+	+	-	
Renonculacées	Adonis Ind. Adonis sp.	<i>Adonis sp.</i>	-	-	+	+
	Renoncule de Xatard	<i>Ranunculus sardous</i>	+	+	-	+
Famille (forme biologique)	Nom commun	Composition floristique	Ounis et Zemouchi (2004) (présence ou absence saisonnière)			Conservation des forêts
			Automne	Hiver	Printemps	Liste globale
Crucifères	Chou commun	<i>Brassica oleracea</i>	+	+	+	+
	Chou des champs	<i>Moricandia arvensis</i>	+	+	+	+
	Roquette blanche	<i>Diplotaxis ericoides</i>	-	+	+	+
	Matthioli en buisson	<i>Matthiola fruticulosa</i>	-	+	-	
	Bourse-à-pasteur	<i>Capsella bursa pastoris</i>				+

Géraniacées	Bec-de-grue musqué	<i>Erodium moschatum</i>	-	+	+	+
	Géranium	<i>Geranium sp.</i>	-	-	+	+
Plantaginacées	Grand plantain	<i>Plantago major</i>	-	+	+	+
Papilionacées	Soude de Ruthénie	<i>Trifolium repens</i>	+	+	+	+
	Luzerne ciliée	<i>Medicago ciliaris</i>	+	+	+	+
Polygonacées	Renouée des oiseaux	<i>Polygonum aviculare</i>	+	+	+	+
	Oseille gracieuse	<i>Rumex pulcher</i>	+	+	+	+
Caryophyllacées	Spergulaire à deux étamines	<i>Spergularia diandra</i>	+			
	Paronyque argentée	<i>Paronychia argentea</i>	-			
Verbénacées	Lippia Ind.	<i>Lippia sp.</i>	+	-	-	+
Ombellifères	Thapsie	<i>Thapsia garganica</i>	+	+	+	
Euphorbiacées	Euphorbe à double ombelle	<i>Euphorbia biumbellata</i>	-	+	+	+
Malvacées	Grande Mauve	<i>Malva sylvestris</i>	+	+	+	+
Hyacinthacées	Aris	<i>Scilla aristidis</i>	-	+	+	
Zygophyllacées	Rue sauvage	<i>Peganum harmala</i>	+	-	+	
	Souchet, papyrus	<i>Cyperus pygmaeus</i>	-	+	+	
Cyperacées	Laîche divisée	<i>Carex divisa</i>	+	-	+	
	Scirpe maritime	<i>Scirpus maritimus</i>	+	-	+	
	Scirpe caréné	<i>Scirpus triquetroides</i>	+	-	+	
Boraginacées	Bourache	<i>Borago officinalis</i>				+
Crassulacées	Orpin	<i>Sedum sp</i>				+
Myrtacées	Eucalyptus commun	<i>Eucalyptus globulus</i>				+
Labiées	Thym	<i>Thymus sp</i>				+

(+) : présence; (-) : absence saisonnière Case vide : non relevé

 Espèces présentes à l'intérieur de la zone humide

Les groupements végétaux des milieux steppiques sont décrits selon la typologie phytoécologique des habitats arides et sahariens. Cette typologie identifie les groupements en tant qu'unités de végétation sur la base de leur composition floristique. Elle les caractérise ensuite sur les plans phénologique et biogéographique. (Saheb, 2003; 2009).

La steppe du milieu riverain de la Garaet de Timerganine est formée de trois groupements. Le premier groupement comprend trois espèces qui abondent dans le milieu riverain, à savoir : *Salsola fruticosa*, *Salicornia fruticosa* et *Atriplex halimus*. Ce type de formation végétale, d'aspect steppique dégradé, est dominé essentiellement par des halophytes des dépressions salées et saumâtres du centre et du sud-est du Maghreb. Dans la Garaet de Timerganine, ce groupement Salsola-Atriplex évolue en formation rase et dégradée sous l'effet du pâturage. Le sol compact et sec acquiert une physionomie fortement marquée par le piétinement du bétail. (Saheb, 2003; 2009)

Le deuxième groupement est représenté par la famille des composées, à savoir: *Centaurea calcitrapa*, *Scolymus hispanicus* et *Carduus sp.* Il se développe dans les habitats de bordure généralement humides durant la période pluvieuse. Les limites des aires de ce groupement végétal changent continuellement sous l'effet combiné des perturbations hydrologiques, du surpâturage et du défrichement mené au profit des cultures céréalières. (Saheb, 2003; 2009).

Le troisième groupement, celui des graminées herbacées, se développe dans des conditions mésophiles (moyennement humides) à hygrophiles (très humides). L'étendue de ces formations de prairie dépend de la durée d'inondation et de la régularité de la pluviométrie. La suite du cortège floristique est composée principalement de crucifères, de papilionacés et de polygonacées. Leur cycle végétatif est essentiellement fonction de la pluviométrie. (Tecsult, 2010).

À l'intérieur de la zone humide proprement dite, la végétation émergente est largement dominée par le groupement à *Scirpus maritimus* et à *Carex divisa* notamment dans le petit bassin de la zone humide. Ces groupements végétaux s'installent sur un substrat vaseux engorgé d'eau en permanence. Dans la Garaet de Timerganine, le marais à *Scirpus maritimus* succède à celui du *Carex divisa* sur une étroite bande ceinturant le plan d'eau libre. Le groupement à *Phragmites australis* prend l'allure de tâches disjointes ou de formes d'aspect linéaire comme sur la rive nord-ouest du grand bassin de la zone humide. Cette formation se développe durant la période estivale et automnale. Toutefois, les conditions hydrologiques de la Garaet de Timerganine influencent beaucoup l'étendue de ce groupement. (Tecsult, 2010).

La distribution des groupements végétaux en fonction de la topographie pour la Garaet de Timerganine (Fig.3) et inclut des photographies des principaux groupements. Afin de traduire le lien avec la faune, l'utilisation potentielle de ces habitats par les divers groupes fauniques est indiquée au dessus de la toposéquence.

I.2.1.1. Habitats

I.2.1.1.1. Système MedWet

Dans le but d'harmoniser la présente étude avec celles portant sur les zones humides de la Méditerranée, les groupements végétaux de la zone humide sont maintenant décrits et présentés en utilisant la méthodologie et la terminologie préconisées par l'initiative Méditerranéenne de la Convention de Ramsar pour les Zones Humides (MedWet). Grâce au système MedWet, il est possible de systématiser l'entrée des données dans la base des données. (Dakki et *al.*, 2005).

La classification Medwet des habitats (Farinha et *al.*, 2005) est basée sur un modèle hiérarchique adapté du système de Cowardin mis au point pour procéder à l'inventaire des terres humides des États-Unis. Cette typologie intègre des critères relatifs à l'hydrologie (origine de l'eau et rythmes de submersion), à la biologie (types de végétation), à la sédimentologie (granulométrie) et à la salinité.

Dans la cartographie des zones humides, les éléments considérés sont généralement l'eau, les sédiments, la végétation et l'habitat humain (les interventions et les modifications anthropiques), traduits dans un système de classification assez significatif sur le plan écologique. Si la carte donne un état instantané des types d'habitats, la typologie de ceux-ci et leur agencement dans l'espace permettent les interprétations relatives aux facteurs qui prédominent dans la configuration et l'évolution passée du site (Dakki et *al.*, 2005).

I.2.1.1.2. Habitats de la zone humide de Timerganine

Trois systèmes de la typologie MedWet sont représentés dans l'ensemble du complexe de Timerganine (Lacs et Oueds): le système lacustre (Petit et du Grand Timerganine), le système fluvial (Oued Boulefreis) et le système palustre (Plaine inondable cultivée de l'Oued Boulefreis) (Fig.4). (Tecsult, 2010).

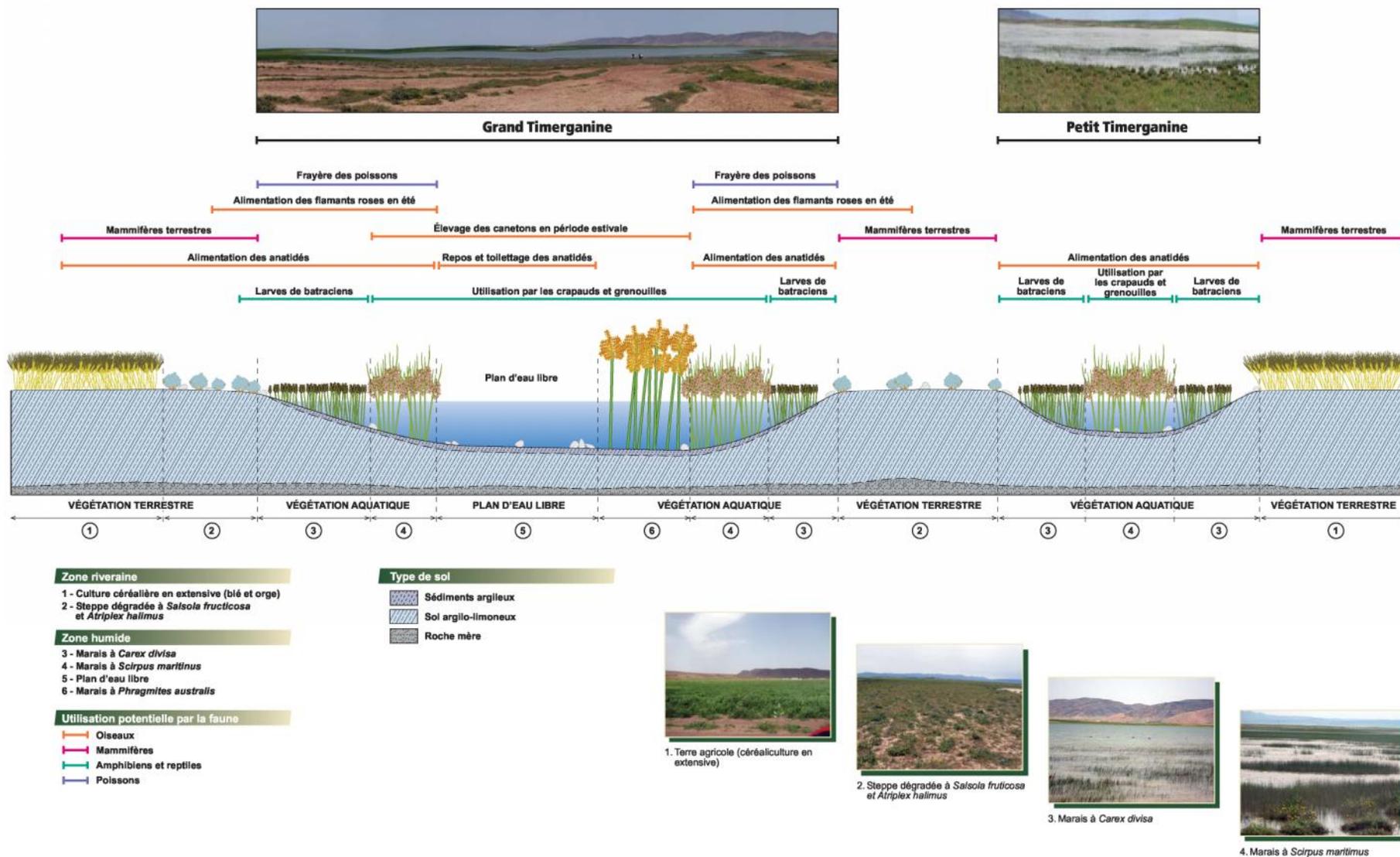
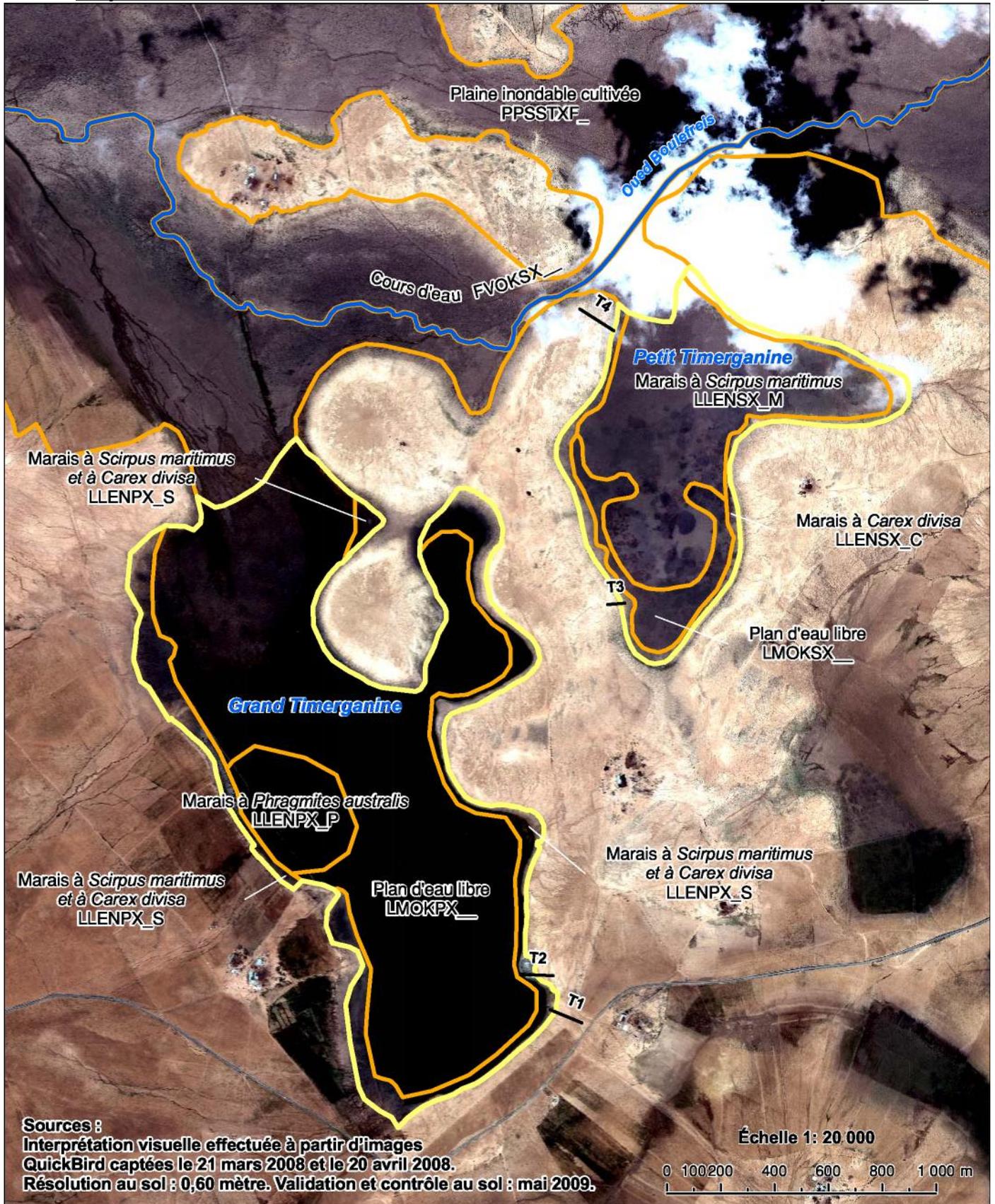


Figure. 03 : Représentation schématique des habitats de la zone humide et ses rives (Tecsult, 2010).



Légende



- Limite de la zone humide .2.2
- Limite des habitats Transect d'observation (T)

I

Figure. 04: Habitats de la zone humide, Photo quickbird. (Tecsult, 2010).

Faune

I.2.2.1. Avifaune

La Garaet de Timerganine est un lieu propice pour de nombreuses espèces d'oiseaux aquatiques, durant notre période d'étude 51 espèces inféodées directement au plan d'eau, appartenant à 16 familles ont été recensées. (Tab.03) (Maazi, 2009)

Tableau. 03 : Liste des espèces observées au niveau de la Garaet de Timerganine (Maazi, 2009)

1. Famille des Anatidés	
Canard colvert	<i>Anas platyrhynchos.</i>
Canard chipeau	<i>Anas strepera.</i>
Canard souchet	<i>Anas chryseata</i>
Canard siffleur	<i>Anas penelope</i>
Canard pilet	<i>Anas acuta</i>
Sarcelle d'hiver	<i>Anas crecca</i>
Sarcelle marbrée	<i>Marmaronetta angustirostris</i>
Sarcelle d'été	<i>Anas querquedula</i>
Fuligule milouin	<i>Aythya ferina</i>
Fuligule nyroca	<i>Aythya nyroca</i>
Tadorne de belon	<i>Tadorna tadorna</i>
Tadorne casarca	<i>Tadorna ferruginea</i>
Erismature à tête blanche	<i>Oxyura leucocephala</i>
2. Famille des Scolopacidés	
Chevalier arlequin	<i>Tringa erythropus.</i>
Chevalier aboyeur	<i>Tringa nebularia.</i>
Chevalier gambette	<i>Tringa totanus</i>
Bécassine des marais	<i>Gallinago gallinago.</i>
Bécasseau minute	<i>Calidris minuta.</i>
Courlis cendré	<i>Numenius arquata .</i>
Tournepièrre à collier	<i>Arenaria interpres</i>
Barge à queue noire	<i>Limosa limosa</i>
3. Famille des Phalacrocoracides	
Grand cormoran	<i>Phalacrocorax carbo</i>
4. Famille des Podicipédidés	
Grébe castagneux	<i>Tachybaptus ruficollis.</i>
Grébe huppé	<i>Podiceps cristatus</i>
Grébe à cou noir	<i>Podiceps nigricollis</i>
5. Famille des Ardeidés	
Héron cendré	<i>Ardea cinerea</i>
Héron garde-bœufs	<i>Bubulcus ibis.</i>
Grande aigrette	<i>Ardea alba.</i>
Aigrette garzette	<i>Egretta egratta</i>
Butor étoilé	<i>Botaurus stellaris</i>
6. Famille des Phoenicoptéridés	
Flamant rose	<i>Phoenicopterus roseus</i>
7. Famille des Threskiornithires	
Ibis falcinelle	<i>Plegadis falcinellus.</i>
Spatule blanche	<i>Platalea leucoradia</i>
8. Famille des Ciconidés	

Cigogne blanche	<i>Ciconia ciconia</i>
Cigogne noire	<i>Ciconia nigra</i>
9. Famille des Gruidés	
Grue cendrée	<i>Grus grus</i>
10. Famille des Ralidés	
Foulque macroule	<i>Fulica atra</i>
Poule d'eau	<i>Gallinula chloropus</i>
11. Famille des Récurvirostridés	
Echasse blanche	<i>Himantopus himantopus</i>
Avocette élégante	<i>Recurvirostra avosetta</i>
12. Famille des Charadriidés	
Vanneau huppé	<i>Vanellus vanellus</i>
Grand gravelot	<i>Charadrius hiaticula</i>
Gravelot à collier interrompu	<i>Charadrius alexandrinus</i>
Tournepièrre à collier	<i>Arenaria interpres</i>
Guifette moustac	<i>Chlidonias hybrida</i>
13. Famille des Laridés	
Goeland railleur	<i>Larus genei</i>
Mouette rieuse	<i>Larus ridibundus</i>
Mouette mélanocéphale	<i>Larus melanocephalus</i>
14. Famille des Sternidés	
Sterne hansel	<i>Sterna nilotica</i>
15. Famille des Pandionidés	
Busard des roseaux	<i>Circus aeruginosus</i>
16. Famille des Chlidonias	
Guifette moustac	<i>Chlidonias hybrida</i>

I.2.2.2. Mammifères

La zone humide est occupée potentiellement par une douzaine d'espèces de mammifères d'après Kowalski et Rzebik-Kowalska, 1991 (Tab.04). Parmi celles-ci, on peut citer le chacal doré, le renard roux, l'hyène rayée et le sanglier.

Tableau. 04: Mammifères terrestres fréquentant la Garaet de Timerganine (Kowalski et Rzebik-Kowalska, 1991)

Ordre	Nom scientifique	Nom français	Famille
Carnivore	<i>Canis aureus</i>	Chacal doré	Canidae
	<i>Vulpes vulpes</i>	Renard roux	Canidae
	<i>Hyaena hyaena</i>	Hyène rayée	Hyaenidae
Lagomorphe	<i>Lepus capensis</i>	Lièvre brun	Leporidae
Artiodactyle	<i>Sus scrofa</i>	Sanglier	Suidae
Rongeur	<i>Aculeus jaculus</i>	Gerboise	Gerbilidae
	<i>Meriones shawi</i>	Merion de Shaw	
	<i>Mus spretus</i>	Souris à queue courte	Muridae
Chiroptère	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	Grand fer à cheval	Rhinolophidae
	<i>Pipistrellus pipistrellus</i>	Pipistrelle commune	Vespertilionidae
	<i>Myotis blythi</i>	Vespertilion de Bechstein	
	<i>Eptesicus serotinus</i>	Globicephale noir	

I.2.2.3. Amphibiens et reptiles

L'herpétofaune inventoriée regroupe les reptiles, les amphibiens urodèles et les amphibiens anoures (Tab.05). La Garaet de Timerganine comporte des habitats pour chacune des espèces suscitées. (Bacha et Bechim, 2005)

Tableau. 05: Batraciens et reptiles fréquentant la Garaet de Timerganine (Bacha et Bechim, 2005)

Ordre	Nom scientifique	Nom français	Famille
Anoures	<i>Bufo viridis</i>	Crapaud vert	Bufoideae
	<i>Bufo mauritanicus</i>	Crapaud de Mauritanie	Colubrideae
	<i>Rana sabarica</i>	Grenouille du Sahara	Ranidae
Urodèles	<i>Salamandra salamandra</i>	Salamandre tachetée	Salamandridae
Chelonia	<i>Emys orbicularis</i>	Cistude d'Europe	Emydidae
Serpentes	<i>Natrix maura</i>	Couleuvre vipérine	Colubrideae

I.2.2.4. Entomofaune

Plus d'une trentaine de familles d'invertébrés ont été répertoriées dans la Garaet de Timerganine. Parmi celles-ci, les Odonates et particulièrement le genre *Anax sp.* Qui demeure protégé par le décret n°83-509 du 20 Août 1983 relatif aux espèces animales non domestiques protégées. Notons que les espèces d'invertébrées constituent une biomasse non négligeable et assurent une disponibilité alimentaire pour la faune aquatique. (Tab.06) (Marniche et al., 2008)

Tableau. 06 : Entomofaune recensée dans la Garaet de Timerganine (Marniche et al., 2008)

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun
Odonates	Coenagrionidae	<i>Erythromma viridulum</i>	Naïade au corps vert
		<i>Enallagma deserti</i>	Agrion porte-coupe
		<i>Ischura graellsii</i>	Agrion ibérique
	Lestidae	<i>Lestes barbarus</i>	Leste sauvage
		<i>Sympetma fusca</i>	Leste brun
	Aeshnidae	<i>Anax parthenope</i>	Anax napolitain
	Libellulidae	<i>Orthetrum cancellatum</i>	Orthetrum reticulé
Sympetridae	<i>Brachythemis leucosticta</i>	Libellule à stylets blancs	
	<i>Sympetrum fonscolombii</i>	Sympétrum de Fonscolombe	
Orthoptères	Pyrgomorphidae	<i>Caelifera sp.</i>	
Hémiptères	Capsidae		
Homoptères	Membracidae		
	Jassidae		
Coléoptères	Carabidae		
	Lebiidae		
	Callistidae		
	Staphylinidae		
	Coccinellidae		

	Chrysomelidae		
	Curculionidae		
	Scarabidae		
	Anthicidae		
	Tenebrionidae		
Hyménoptères	Formicidae		
	Ichneuminidae		
	Halicitidae		
	Braconidae		
	Andrenidae		
	Scollidae		
	Pompilidae		
	Calliphoridae		
	Calliphoridae		
	Sarcophilidae		
	Cecidimydae		
	Tipulidae		
	Culicidae		
Crustacés	Loricariidae	<i>Artémia salina</i>	Silure pointillé
Cladocères	Cladocerae	<i>Daphnia sp.</i>	Puce d'eau
Gasteropodes	Hygromiidae	<i>Helix pyramidata</i>	Escargot

I.3. Caractéristiques socio-économiques de la zone humide

Les terres ceinturant la Garaet de Timerganine sont de nature publique. Il existe par ailleurs quelques propriétés privées, dont des fermes situées à proximité de la Garaet. Ces exploitations agricoles pompent l'eau de la Garaet à des fins d'irrigation et utilisent les rives comme points d'abreuvement pour le bétail. Ounis et Zemouchi (2003) ont étudié le pastoralisme dans la commune rurale d'Ain Zitoun et ont noté que le nombre d'ovins varie de 3 000 à 6 000 têtes, tandis que celui des bovins est de l'ordre de 100 à 140 têtes. Le nombre de caprins varie entre 2 000 et 4 000 têtes. Des sépultures, de même que des restes d'outils et de poteries de l'époque romaine ont été retrouvés aux alentours de la Garaet de Timerganine.

Enfin, les institutions éducatives des environs profitent de l'intérêt pédagogique et scientifique de la zone humide qui constitue un véritable laboratoire à ciel ouvert pour les universitaires des wilayas d'Oum El Bouaghi, Guelma, Constantine, Batna et Annaba.

I.4. Description du bassin versant de la Garaet de Timerganine

La zone humide est incluse dans le bassin versant de l'Oued Boulefreis qui est contigu au bassin versant de Tarf. L'Oued Boulefreis joue d'ailleurs un rôle capital dans l'alimentation en eau de Garaet El Tarf, classée site Ramsar et située à 11 km de la Garaet de Timerganine. (Maazi, 2005).

I.4.1. Régime hydrique

Selon Benazzouz (1986) les nappes souterraines alimentent faiblement Garaet El-Tarf, dont fait partie la Garaet de Timerganine. Ainsi, son alimentation s'effectue dans une forte proportion par les apports des oueds dont le principal est l'Oued Boulefreis. Ce dernier prend naissance dans les Monts des Aurès. Les données provenant de la seule station hydrométrique située dans la portion amont du bassin versant, à plus de 40 km de la Garaet, n'ont pu être exploitées. Selon le découpage de l'ANRH, la Garaet appartient au bassin des Hauts Plateaux du constantinois. Ce bassin est caractérisé par un débit spécifique de 15 mm/an dont près de la moitié s'écoule entre les mois de février à mai. Le Plan National de l'Eau (1998) souligne cependant qu'il existe une grande variabilité spatiale à l'intérieur du bassin des Hauts Plateaux du constantinois.

En résumé, l'entrée d'eau dans la zone humide a lieu principalement via l'Oued Boulefreis ainsi que par ruissellement sur le bassin. La sortie d'eau se fait par évapotranspiration principalement, par l'Oued Boulefreis en périodes de fortes précipitations ainsi que par le pompage des eaux pour l'irrigation. La submersion était permanente pour le Grand Timerganine et temporaire pour le Petit Timerganine.

I.4.2. Climatologie

Le climat est sans doute le facteur du milieu le plus important qui influe d'une manière directe sur les populations animales et végétales (Thomas, 1976). En se basant sur les données météorologiques récoltées sur vingt ans (1990-2010) de la station de Oum-El-Bouaghi (Tab.07), le tracé du graphique (le diagramme Pluvio-thermique) selon la méthode de Bagnouls et Gaussen qui nous permet de calculer la durée de la saison sèche en portant la pluviométrie moyenne annuelle et la température sur des axes où le premier est pris à une échelle double du second. La saison sèche apparaît lorsque la courbe des précipitations rencontre et passe sous celle des températures (Bagnouls et Gaussen, 1957). Ceci fait ressortir une période sèche qui s'étale sur six mois allant du mois de mai jusqu'au mois de novembre.

Tableau. 07: Données météorologiques de la station d'Oum El-Bouaghi (1990-2010).

Paramètres / Mois	Température moyenn mensuelle (°C)	Précipitation moyenn mensuelle (mm)	Moyenne mensuelle des températures maximales (°C)	Moyenne mensuelle de température minimales (°C)
Janvier	6.55	43.47	11.0	8.31
Février	7.43	26.8	11.9	6.17
Mars	10.7	37.06	15.61	7.94
Avril	14.55	34.95	19.71	9.99
Mai	19.55	47.43	24.95	14.45
Juin	24.71	22.17	30.94	19.23
Juillet	28.08	12.2	34.33	21.81

Août	26.73	21.48	32.34	21.21
Septembre	22.03	47.87	27.42	16.82
Octobre	18.66	39.1	22.99	15.54
Novembre	16.11	41.21	20.25	12.53
Décembre	6.78	56.82	9.57	4.8
moyenne annuelle des précipitations		35.88		

D'après les données météorologiques nous constatons que la température la plus haute du mois le plus chaud est enregistrée durant le mois de juillet ($M=34.33^{\circ}\text{C}$) et que la température la plus basse du mois le plus froid est enregistrée durant le mois de décembre ($m=4.8^{\circ}\text{C}$).

Le Diagramme Pluvio-thermique (Fig.05) nous montre un allongement de la période sèche qui s'étale du mois de Mai au mois de Septembre alors que le climat méditerranéen est caractérisé par une période sèche essentiellement estivale.

Quotient ombrothermique

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

P = Précipitation annuelle moyenne (mm).

M = Températures des maxima du mois le plus chaud ($^{\circ}\text{K}$).

m = Températures des minima du mois le plus froid ($^{\circ}\text{K}$).

De ces données et à un $Q_2 = 36.93$ et $m = 4.8^{\circ}\text{C}$ la région d'Oum El-Bouaghi prend une place dans le climagramme d'Emberger dans l'étage bioclimatique à végétation semi-aride à hiver frais (Fig.06).

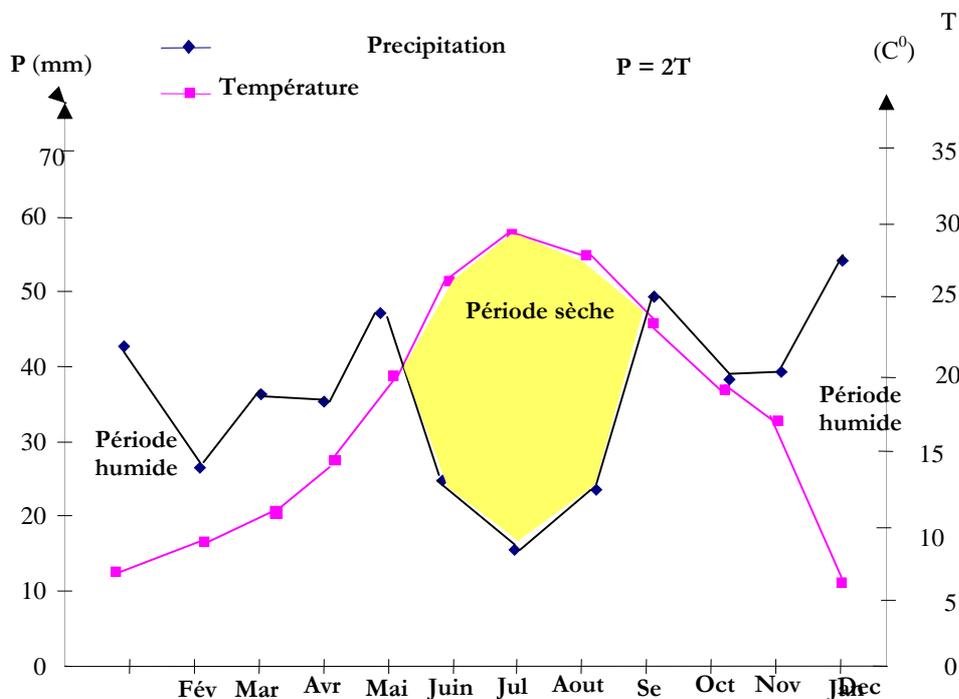


Figure.

05:

Diagramme Pluvio-thermique de la région d’Oum El Bouaghi (1990-2010)

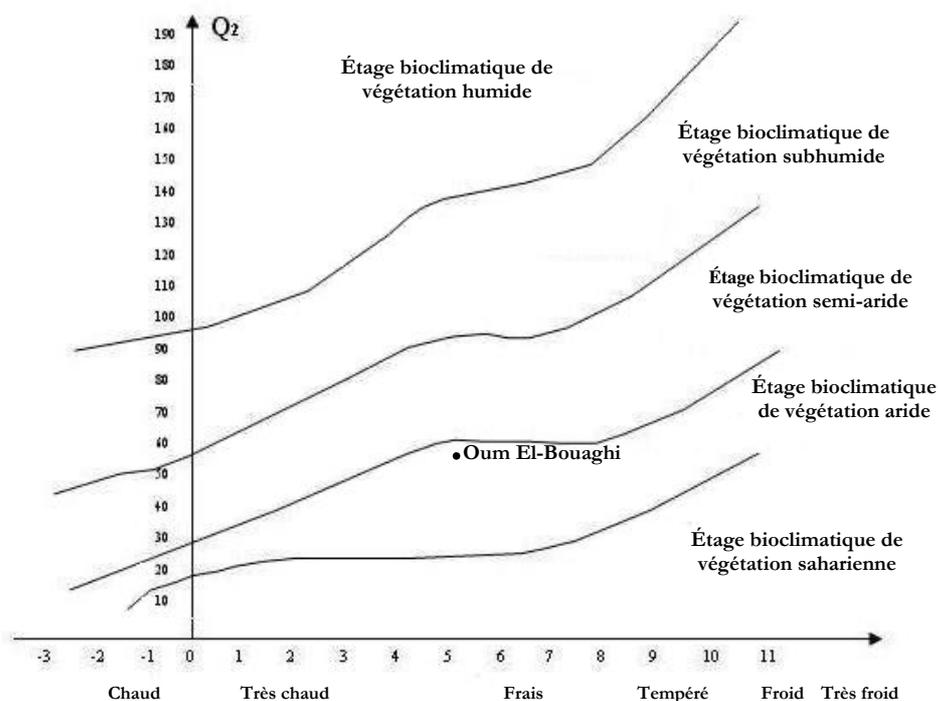


Figure. 06 : Situation de la région d’Oum-El-Bouaghi dans le climagramme d’Emberger (Long 1974 in De Belair 1990).

I.4.3. Géologie et géomorphologique

Le bassin versant de la Garaet de Timerganine est situé dans le domaine de l’Atlas saharien, plus précisément dans l’unité tectonique du nord de l’Algérie. L’Atlas saharien est né d’un long sillon

subsident pincé entre les hauts plateaux et la plate-forme saharienne. Au Mésozoïque, ce sillon fut comblé par une puissante série sédimentaire et durant le Tertiaire, une tectonique compressive a entraîné la formation de chaînes de montagne. (Benazzouz, 1986)

Les cartes géologiques et topographiques consultées indiquent que le bassin versant présente une géomorphologie dominée par des hautes plaines parsemées de dépressions constituant Garaets et sebkha. Les terrains sédimentaires de la haute plaine sont issus de formations du Quaternaire telles que des croûtes calcaires massives, des dunes et des alluvions actuelles et récentes. Les Monts des Aurès sont caractérisés par des formations du Miocène (grès et marnes) et du Crétacé (marnes). Le Djebel Fedjoudj est constitué de formations du Crétacé telles que du calcaire et de la dolomite. Finalement, les zones de contact entre les djebels et la plaine sont généralement recouvertes de glacis.

I.4.4. Topographie

Les ensembles topographiques les plus importants au sein du bassin versant de la Garaet de Timerganine sont la Haute Plaine Constantinoise dans la portion aval et les Monts des Aurès dans la partie amont. La Haute Plaine Constantinoise est limitée par la plaine d'El Eulma (862 à 1000 m) et la plaine de Chelghoum El Aid (800 à 900 m). Les Monts des Aurès présentent les plus hautes valeurs d'altitude. La dénivelée maximale de 1294 m ($2113 \pm 819 = 1294$ m) est mesurée entre un point situé à environ 819 m d'altitude près de l'embouchure de la Garaet et un autre point situé à 2113 m d'altitude situé sur la limite sud du bassin dans le Djebel Chelia (Fig.06). Le Djebel Fedjoudj borde la limite nord du bassin versant mais ses sommets ne dépassent pas 1300 mètres. (Tecsult, 2010).

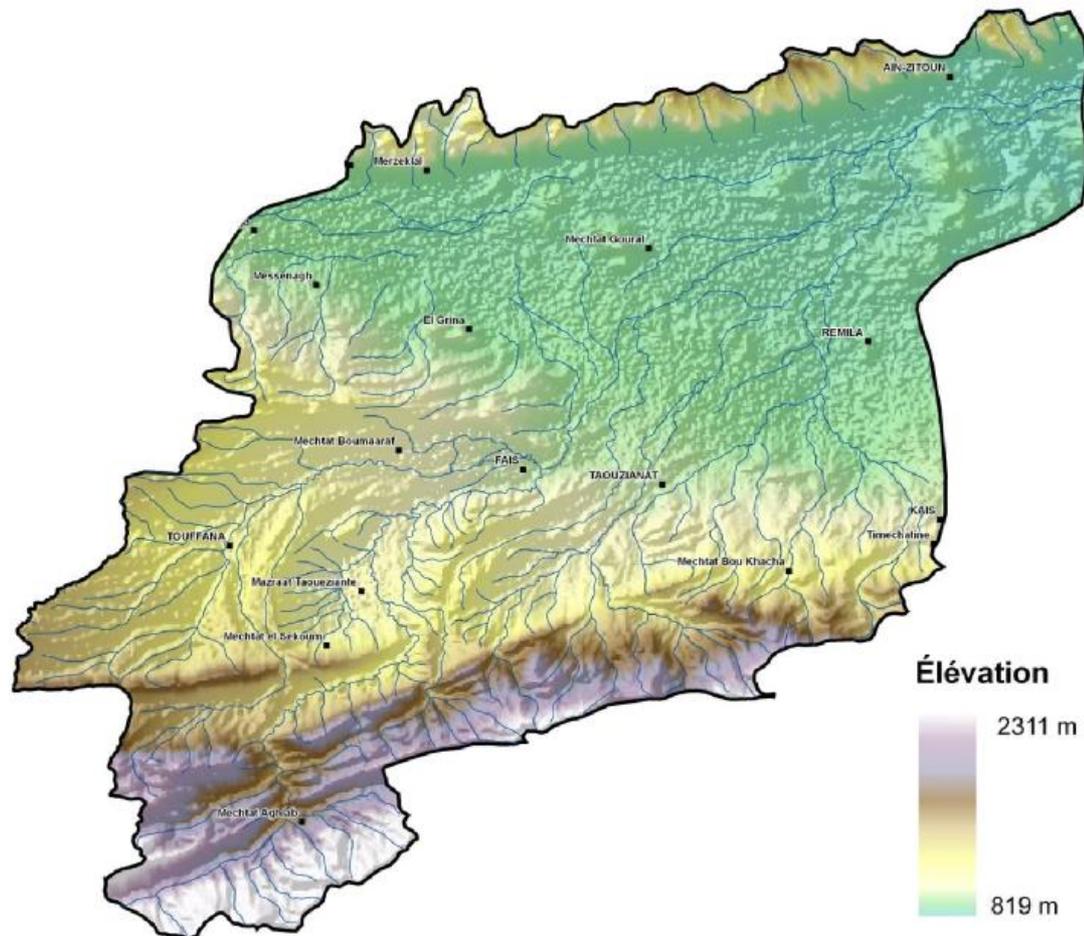


Figure. 07: Modèle numérique de terrain du bassin versant de la Garaet de Timerganine (Tecsult, 2010).

I.4.5. Pédologie

Dans l'inventaire de l'ANRH sur les ressources en sols d'Algérie, le bassin-versant à l'étude est situé sur la carte pédologique au 1:20 000 de la plaine Remila (19 016 ha; 1973). Le territoire cartographié se limitait cependant à la partie est du bassin-versant. D'après la carte pédologique de Durand (1954), réalisée à une échelle grossière (1:500 000), les sols sont surtout calcaires humifères et calciques sur les extrémités Nord et Sud du bassin. Des sols alluviaux basiques occupent le centre du bassin alors que des sols salins Solontchak sont retrouvés près de la Garaet de Timerganine.

I.4.6. Déclivité

Les vastes plaines associées aux Hauts Plateaux du Constantinois ont engendré de grandes zones planes dont les pentes sont inférieures à 3 %, et ce, sur plus de 40 % du bassin (Tab.08). Toutefois, un peu plus du quart des versants possèdent une pente supérieure à 10 % (abrupte, très abrupte et extrême) et sont principalement situés dans la portion sud du bassin (Fig.6). (Tecsult, 2010).

Tableau. 08 : Caractéristiques des dénivelés sur le bassin versant de la Garaet de Timerganine (Tecsult, 2010).

Classe de pente	Territoire	
	km ²	%
Nulle à faible (0 - 3%)	423,07	42,0
Modérée (3 - 10%)	325,08	32,2
Abrupte (10 - 15%)	57,32	5,7
Très abrupte (15 - 35%)	134,73	13,4
Extrême (35% et plus)	68,14	6,8

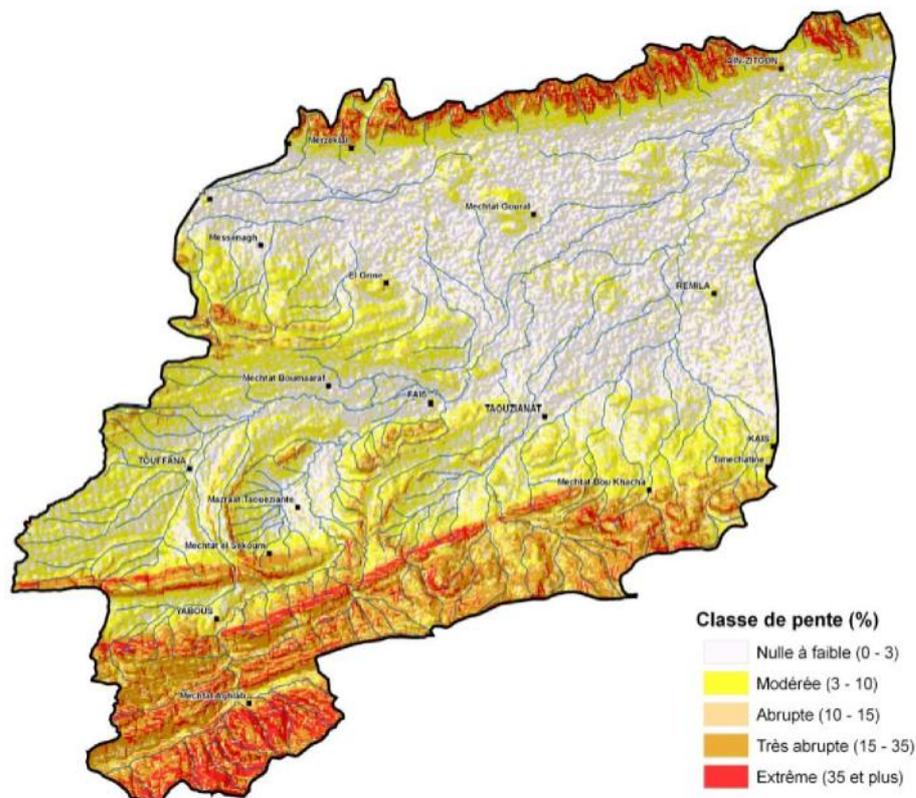


Figure. 08 : Déclivité des versants sur le bassin versant de la Garaet de Timerganine (Tecsult, 2010).

I.4.7. Occupation du sol

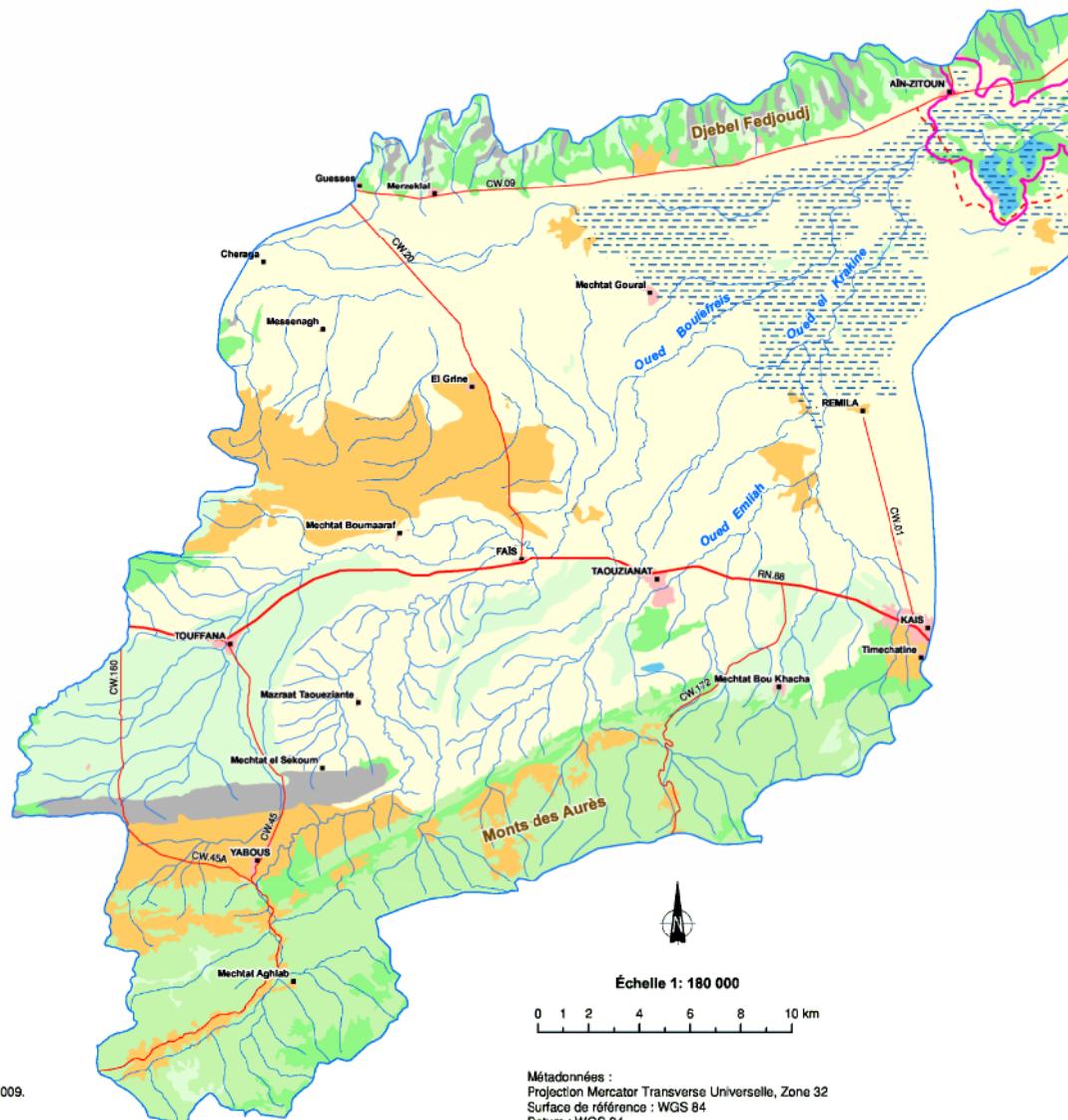
Les données utilisées pour élaborer la carte d'occupation du sol (Fig.09) proviennent de l'interprétation d'images satellitaires du bassin versant de la Garaet de Timerganine. En raison de la situation et de la configuration géographique de ce bassin, les activités agricoles et les milieux humides constituent les principales catégories d'utilisation du sol (Tab.09). (Tecsult, 2010).

Tableau.09 : Occupation du sol dans le bassin versant de la Garaet de Timerganine (Tecsult. 2010).

Occupation du sol	Territoire occupé	
	km ²	%
Grande culture	545,28	49,74
Complexe forêts/maquis	161,22	14,71
Dénudé avec peu ou pas de végétation	134,87	12,30
Aires agricoles hétérogènes	114,71	10,46
Steppe dégradée ou/à Chenopodiacées	98,28	8,97
Affleurement rocheux	30,73	2,80
Habitation rurale, zone industrielle, mines et carrières	6,97	0,64
Plan d'eau (zone humide proprement dite)	2,28	0,21
Culture irriguée (périmètre irrigué)	1,04	0,09
Plantation forestière et reboisement	0,66	0,06
Barrage, retenue collinaire	0,22	0,02

Légende

- Ville
- Infrastructure**
- Route nationale
- Chemin de wilaya
- - - Route secondaire ou piste
- Réseau hydrographique**
- ☒ Limite du bassin versant
- ☒ Limite de la zone de fonctionnalité
- ~ Cours d'eau
- ☒ Sebka*
- Occupation du sol**
- Territoire artificialisé**
- ☒ Agglomération humaine
- Territoire agricole**
- ☒ Grande culture
- ☒ Culture irriguée
- ☒ Aire agricole hétérogène
- Forêt et milieu semi-naturel**
- ☒ Plantation forestière
- ☒ Complexe forêt/maquis
- ☒ Steppe
- ☒ Dénudé
- ☒ Affleurement rocheux
- Zone humide**
- ☒ Réservoir ou barrage



Sources :
 Interprétation visuelle effectuée à partir de l'image
 Landsat 7 ETM+, scène 193-35 captée le 19 mai 2003.
 Résolution au sol : 15 mètres. Validation et contrôle au sol : mai 2009.
 *Sebka : Zone humide numérisé à partir du feuillet topographique
 de l'INCT au 1 : 200 000 : BATNA NI-32-XIX.

Figure. 09 : Occupation du sol du bassin versant (Tecsult, 2010).

I.5. Fonctions de la zone humide

Les zones humides jouent un rôle environnemental clé et procurent de nombreux avantages économiques et culturels aux populations riveraines. Nous discernons deux fonctions écologiques et deux valeurs ou intérêt principaux, tels que retenus dans les outils développés par la RMC (Anonyme, 2001) :

- ✓ Fonctions hydrologiques;
- ✓ Fonctions biologiques;
- ✓ Valeurs socio-économiques;
- ✓ Intérêt patrimonial.

Une description de chacune de ces rôles est présentée pour la zone humide de la Garaet de Timerganine

I.5.1. Fonctions hydrologiques

La Garaet de Timerganine joue un rôle essentiel dans la régulation des eaux drainées par l'Oued Boulefreis et contribue au ralentissement du ruissellement pluvial. En effet, les eaux de crues sont canalisées, à partir des bras de l'oued, vers les deux bassins de la zone humide ce qui évite l'inondation des terres agricoles adjacentes. Il convient de noter que la vallée de l'Oued Boulefreis est une vaste plaine d'épandage façonnée par une série d'oueds aux débits élevés descendant des Monts des Aurès. (Tecsult, 2010).

La recharge directe de la nappe phréatique de la Garaet de Timerganine est possible en raison de la perméabilité du sol et de la proximité directe de la nappe. L'alimentation en eau dans les deux bassins de la zone humide pendant l'hiver favorise donc l'alimentation de cette nappe, alors qu'en période estivale c'est cette dernière qui maintient l'humidité des sols. L'acquisition des connaissances hydrologiques pour la zone humide s'imposent pour saisir la relation entre les eaux de ruissellement en provenance des sommets montagneux des Aurès et l'eau de la nappe phréatique de la vallée de Rmila et de l'Oued Boulefreis. (Tecsult, 2010).

Un couvert végétal freinant l'érosion des sols domine l'espace de fonctionnalité de la Garaet de Timerganine. En effet, les plantes atténuent l'impact de l'érosion par le vent et par les courants de la zone humide ainsi que par les variations soudaines de niveau d'eau. De plus, les groupements de la zone humide de la Garaet de Timerganine (Scirpaie, Phragmitaie,..) filtrent les sédiments en suspension, les polluants inorganiques et organiques en décomposition contenus dans l'eau.

I.5.2. Fonctions biologiques

La Garaet de Timerganine comporte à la fois des plans d'eau, une végétation steppique et des terres agricoles. La transition entre les zones humides proprement dites et les zones de

culture est assurée par la présence des formations steppiques. Ce sont des hauts lieux de gagnage pour l'ensemble des oiseaux d'eau. Dans le bassin versant de la Garaet de Timerganine, la végétation steppique est enclavée dans les zones cultivées. La végétation steppique joue un rôle primordial en offrant un habitat précieux pour la faune terrestre et semi-aquatique d'où son importance pour le maintien de la biodiversité. De même, les groupements de plantes aquatiques denses abritent une entomofaune abondante et diversifiée, qui y trouve nourriture et abri. Cette biomasse animale offre des proies en abondance aux oiseaux d'eau et aux poissons. Les groupements des plantes aquatiques émergentes sont des aires de reproductions de prédilection pour les oiseaux d'eau, les amphibiens, les reptiles et éventuellement les poissons. Les plans d'eau libre servent de lieu de rassemblement, de repos et de toilettage pour les anatidés. Ces fonctions d'habitat sont illustrées à la Figure 03. (Tecsult, 2010).

I.5.3. Fonctions socio-économiques

La Garaet de Timerganine est partie prenante d'une vaste région agricole de la plaine de Rmila et de l'Oued Boulefreis. Les potentialités hydriques favorisent le pompage des eaux pour l'irrigation des terres agricoles. Une forte activité de transhumance est présente dans la zone de fonctionnalité, principalement dans les secteurs steppiques. Les deux plans d'eau de la Garaet servent de lieu d'abreuvement pour le cheptel ovin et bovin.

La zone humide répond aux critères de classification de Ramsar, notamment les critères 2a et 3c. Elle suscite un intérêt pédagogique et scientifique particulier, notamment pour les institutions éducatives des wilayas limitrophes. Elle constitue un laboratoire à ciel ouvert pour les universitaires des wilayas d'Oum El Bouaghi, Constantine, Batna et Annaba.

Par ailleurs, aux abords de la zone humide, on note la présence d'un site archéologique important: un gisement de gastéropodes appelé escargotière de Timerganine, ainsi que des vestiges de sépultures romaines. (Tecsult, 2010).



Chapitre. II :

Matériel et méthodes



II.1. Analyse microbiologique des eaux

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 souvent présentes dans l'intestin des mammifères et sont par leur présence indicatrices d'une contamination fécale et donc des maladies associées à la contamination fécale. On peut noter que l'absence de contamination fécale ne laisse en rien présager l'absence d'espèce potentiellement pathogène (Exemple : *Legionella*, *Pseudomonas*...). (Rodier et al., 2009)

II.1.1. Méthodes de prélèvement, transport et conservation

"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". (Rodier et al., 2009)

II.1.2. Points de prélèvement:

Dans le cas d'un lac ou d'une retenue d'eau, il y a lieu de choisir plusieurs points de prélèvements (Rodier et al., 2009). Ainsi, trois points de prélèvement (P1, P2 et P3) ont été sélectionnés pour l'analyse physico-chimique et pour la recherche bactériologique, ce choix n'est pas fortuit mais figure mieux la variabilité spatiale et temporelle de la qualité du plan d'eau. (Fig.10, Tab.10).

Quatre campagnes de prélèvements ont été réalisées entre le mois d'avril 2010 et le mois de janvier 2011 à raison d'un prélèvement par saison.

Les analyses microbiologiques ont été réalisées au niveau de laboratoire de l'Université de Guelma et le laboratoire de la polyclinique de Sidi Amar (Annaba).



Tableau 10 : Caractéristiques des points de prélèvement

Caractéristiques des points de prélèvement	
Point 1 (P1)	Absence des végétations,
Point 2 (P2)	Présence de végétation, lieu de pompage des eaux
Point 3 (P3)	Point de contact de l'Oued Bou El Fraiss et le Gareat

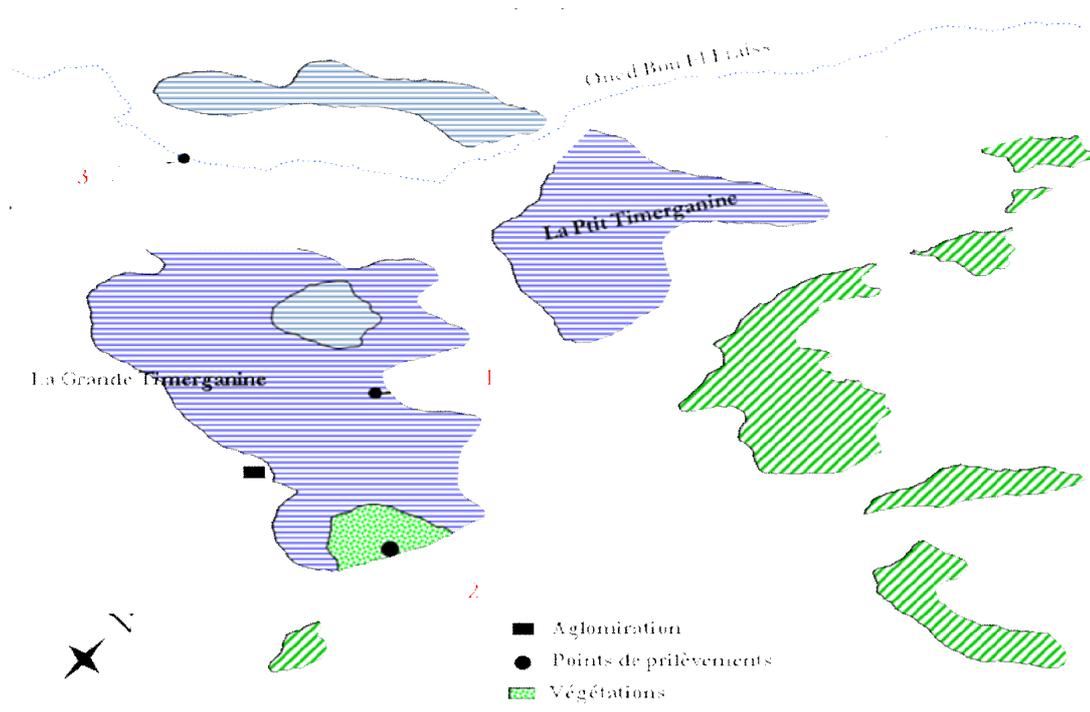


Figure. 10 : Localisation des points de prélèvements

II.1.3. Matériel de prélèvement

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

II.1.4. Méthodes de prélèvement:

"L'échantillon destiné à l'analyse est prélevé de façon à être le plus exactement possible représentatif du milieu d'où il provient" (Rodier et *al.*, 2009). Les techniques de prélèvement sont variables en fonction du but recherché et de la nature de l'eau à analyser. Pour une eau de surface (eau superficielle), les flacons stériles sont prolongés à une distance qui varie de 25 à 30 cm de la surface assez loin des bords, ainsi que des obstacles naturels. Les flacons sont ouverts sous l'eau et sont remplis jusqu'au bord, ensuite le bouchon est également placé sous l'eau de telle façon



qu'il n'y est aucune bulle d'air et qu'il ne soit pas éjecté au cours du transport. (Rodier et *al.*, 2005).

II.1.5. Transport et conservation au laboratoire

La teneur initiale en germes des eaux risque de subir des modifications dans le flacon, 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. À ce sujet la circulaire du 21 janvier 1960, relative aux méthodes d'analyse bactériologique des eaux d'alimentation spécifie : « si la durée du transport dépasse 1 heure, et si la température extérieure est supérieure à 10 °C, les prélèvements seront transportés dans des glacières dont la température doit être comprise entre 4 à 6 °C. Même dans ces conditions, l'analyse bactériologique doit débuter dans un délai maximal de 8 heures, après le recueil de l'échantillon ». (Rodier et *al.*, 2009)

II.1.6. Examen bactériologique des eaux

"L'étude de la variation de la population bactérienne globale, la recherche des bactéries d'origine fécale et des bactéries pathogènes sont les trois grandes lignes des analyses bactériologiques des eaux". (Rodier et *al.*, 2005)

II.1.6.1. Les coliformes

La définition suivante a été adoptée par l'Organisation Internationale de Standardisation (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" (Rejsek, 2002).

II.1.6.2. Les coliformes totaux

Les coliformes totaux (CT) appartiennent à la famille des Entérobactéries ; ce sont des microorganismes en forme de bâtonnets, non sporogènes, à Gram négatif, ne possédant pas d'oxydase, aérobies ou anaérobies facultatifs (El-Blidi et *al.*, 2006), capable de croître en présence de sels biliaires, autres agents de surface ayant des propriétés inhibitrices de croissance analogues



et capables de fermenter le lactose avec production d'acide (ou d'aldéhyde) et de gaz en 24 heures à la température de 37°C (DGS, 1999).

Les principaux genres inclus dans ce groupe sont : *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella* et *Serratia*, ainsi la, presque totalité des espèces sont non pathogènes et ne représente pas de risque directe pour la santé, à l'exception de certaines souches d'*E. coli* et de rares bactéries pathogènes opportunistes (Chevalier et *al.*, 2003).

II.1.6.3. Les coliformes fécaux

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

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

II.1.6.4. Les Enterococcus

Anciennement la législation parlait de « streptocoques fécaux ». (Rodier et *al.*, 2009), ou streptocoques du groupe «D» de la classification de Lancefield, ou encore les entérocoques intestinaux, sont des bactéries qui se présentent sous forme de cocci à Gram positive, sphériques ou ovoïdes formant des chainettes, (Bourgeois et Leveau, 1980) ne possédant pas de catalase mais possédant l'antigène du groupe D. Ils sont capables de se développer en 24 à 48 heures à 37°C sur un milieu sélectif à l'azoture de sodium en donnant des colonies caractéristiques réduisant le TTC et qui de plus hydrolysent l'esculine en 2 heures à 44°C. (Labres et *al.*, 2008).

II.1.6.5. Les bactéries revivifiables:

Il s'agit de l'ensemble des micro-organismes capables de se multiplier en aérobiose à des températures optimales de croissance (après 24h à 37°C et 72h à 22°C) (Bourgeois et Leveau, 1980). Bien que la présence en grande quantité de bactéries revivifiables où la microflore totale aérobie mésophile n'est, *a priori*, aucune valeur indicative, leur dénombrement dans les conditions



doit être régulièrement effectué car une évolution importante, peut être représentative d'un apport contaminant (matières organiques par exemple). Certes, il n'y a pas toujours des relations étroites entre une valeur élevée de la microflore totale aérobie mésophile et la présence de microorganismes pathogènes, mais on considère qu'il n'y a pas de risque pour la santé si cette microflore totale est importante (Rodier et *al.*, 2009).

II.1.7. Méthodes d'analyse bactériologique des eaux

"Un jugement sur la qualité bactériologique d'une eau ne peut être porté une fois pour toutes, à la suite d'une analyse initiale ; il doit, au contraire, dépendre d'une surveillance analytique". (Rodier et *al.*, 2009)

II.1.7.1. Recherche et dénombrement des germes revivifiables

La recherche et le dénombrement des germes revivifiables se réalisent à deux températures différentes afin de cibler à la fois les microorganismes à tendance psychrophiles soit à 22°C et ceux mésophiles soit 37°C. (Rejsek, 2002).

A) Principe

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

B) Mode Opérateur

A partir de l'eau à analyser (solution mère), porter aseptiquement 1 ml en double dans le fond de deux boîtes de Pétri vides, numérotées et préparées à cet usage comme l'indique la Figure. 11, puis compléter en suite avec environ 15 à 20 ml de gélose TGEA fondue, maintenue à 45°C. Agiter doucement par un mouvement circulaire et de va-et-vient en forme "8" pour assurer un mélange homogène de l'eau et de la gélose, sans faire de bulles d'air et sans mouiller les bords de la boîte. Le milieu doit être coulé 10 minutes au plus tard après reproduction de l'eau à analyser, on laisse solidifier sur la paillasse, puis on rajoute une deuxième couche d'environ 5 ml de la même gélose.

On fait retourner les boîtes et on incube le premier lot à 37°C pendant 48 heures et le second à 22°C pendant 72 heures avec:

- ✓ Une première lecture à 24 heures



- ✓ Une deuxième lecture à 48 heures,
- ✓ Et une troisième lecture à 72 heures. (Rejsek, 2002)

C) Lecture et interprétation

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

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

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

Où :

$\sum c$: est la somme des colonies dénombrées sur deux boites de dilutions successives retenues.

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

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

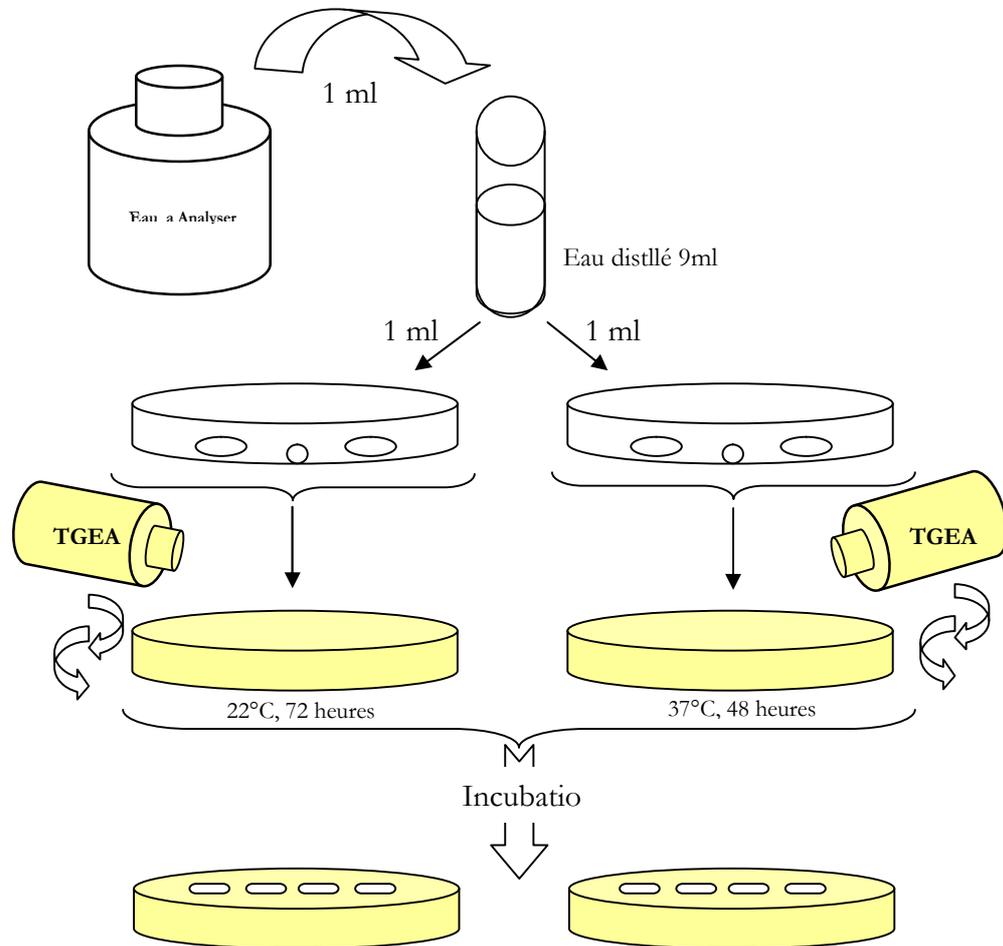


Figure.11 : Recherche et dénombrement des germes revivifiables.

II.1.7.2. Recherche et dénombrement des coliformes

La colimétrie consiste à déceler et à dénombrer les germes coliformes dont les coliformes fécaux, "notamment d'origine fécale". Elle se réalise en deux étapes :

- A) La recherche présomptive des coliformes.
- B) La recherche confirmative des coliformes et coliformes fécaux.

Mode opératoire

❖ Test présomptif

Après avoir bien homogénéisé l'échantillon afin d'obtenir une répartition homogène des microorganismes, nous avons réalisé cinq dilutions décimales successives (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5}) avec trois répétitions par dilution. Les dilutions sont toujours effectuées dans des conditions aseptiques. (Rejsek, 2002)



Le dénombrement est réalisé en milieu liquide sur bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol (BCPL) avec cloche à simple concentration ((Rejsek, 2002). Le BCPL sert à mettre en évidence la fermentation du lactose par le virage d'un indicateur de pH au jaune.

Nous avons incubé les tubesensemencés dans l'étuve à 37°C pendant 24 heures. Si la réaction est négative, nous laissons les tubes dans l'étuve pendant 48 heures (Fig.12).

❖ Test de confirmation

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

Mode opératoire

A partir de chaque tube de BCPL positif,ensemencer deux ou trois gouttes dans un tube de milieu indole mannitol (milieu Schubert) muni d'une cloche de Durham. L'incubation se fait à 44°C ± 0,5°C pendant 24 - 48 heures comme la montre la figure 12.

Dans les tubes montrant un trouble et un dégagement gazeux dans la cloche de Durham, ajouter quelques gouttes de réactif Kowacks. Une réaction considérée positive correspond à la formation d'anneau rouge à la surface de tube autrement dit présence de coliformes fécaux *E.coli*.

Par la suite, on note le nombre des tubes positifs et on exprime le résultat selon la table de Mac Grady (Méthode 5.5.5) (Annexe. 02) pour déterminer le nombre le plus probable (N.P.P) de coliformes fécaux par 100 ml d'échantillon. (Bourgeois et Leveau, 1980)

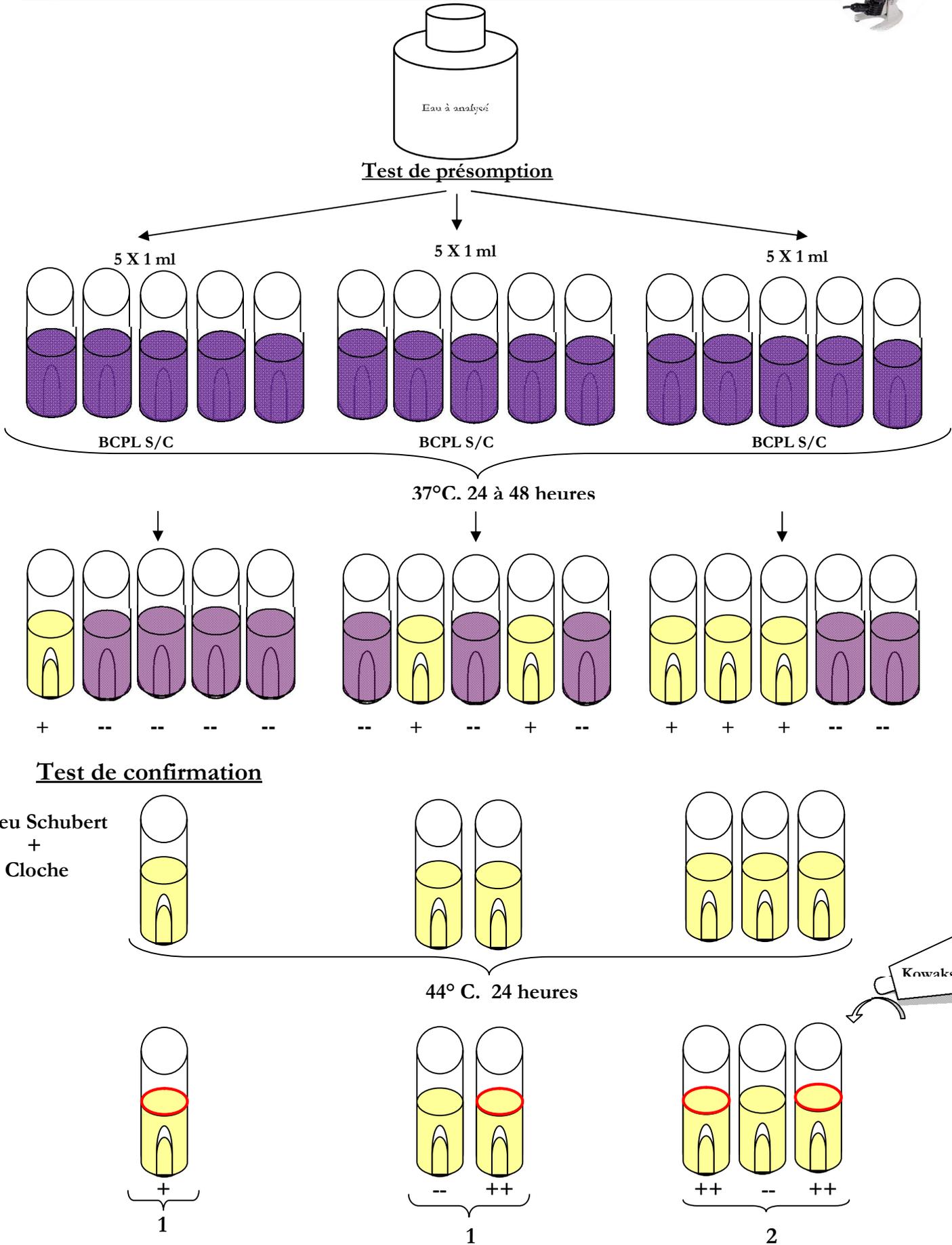


Figure. 12 : Recherche et dénombrement des coliformes



II.1.7.3. Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux

Les Streptocoques fécaux sont recherchés et dénombrés en milieu liquide à l'aide de deux bouillons de culture (milieu de Rothe et le milieu Eva Litsky). Cette méthode fait appel à deux tests consécutifs à savoir: test de présomption suivi du test de confirmation. (Fig.13).

A) Mode opératoire

❖ Test présomptif

Les dilutions et l'inoculation du milieu de culture s'effectuent comme le cas précédent pour le milieu BCPL. Le dénombrement est réalisé en milieu liquide sur bouillon glucosé à l'azoture (Rothe) à simple concentration. L'incubation des tubesensemencés s'effectue dans l'étuve à 37°C pendant 24 heures. Si la réaction est négative les tubes sont laissés séjourner pendant 48 heures.

Les tubes présentant un trouble microbien Seront considérés comme positifs. (Rejsek, 2002; Délarras, 2008)

❖ Test de confirmation

A partir des tubes de bouillon positif,ensemencer 2 ou 3 gouttes dans un bouillon à l'éthyle violet et acide de sodium (Eva – Litsky).On incube les tubes à 37°C pendant 24 h et/ou 48 heures.

Les tubes pour les quels, nous observons un trouble dû au développement bactérien, avec ou sans dépôt violet sont considérés comme positif. On compte les tubes positifs dans chaque série et on se reporte à la table de Mac Grady (Méthode 5.5.5) (Annexe. 02) pour obtenir le nombre de streptocoques fécaux présent dans 100 ml d'eau à analyser.

II.1.7.4. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)

Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) se présentent sous forme de bactéries Gram+, se développant en 24 à 48 heures sur une gélose viande foie (VF) en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium (Na_2SO_3) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de Fe^{2+} donne FeS (sulfure de fer) de couleur noire. Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne. (Rejsek, 2002).

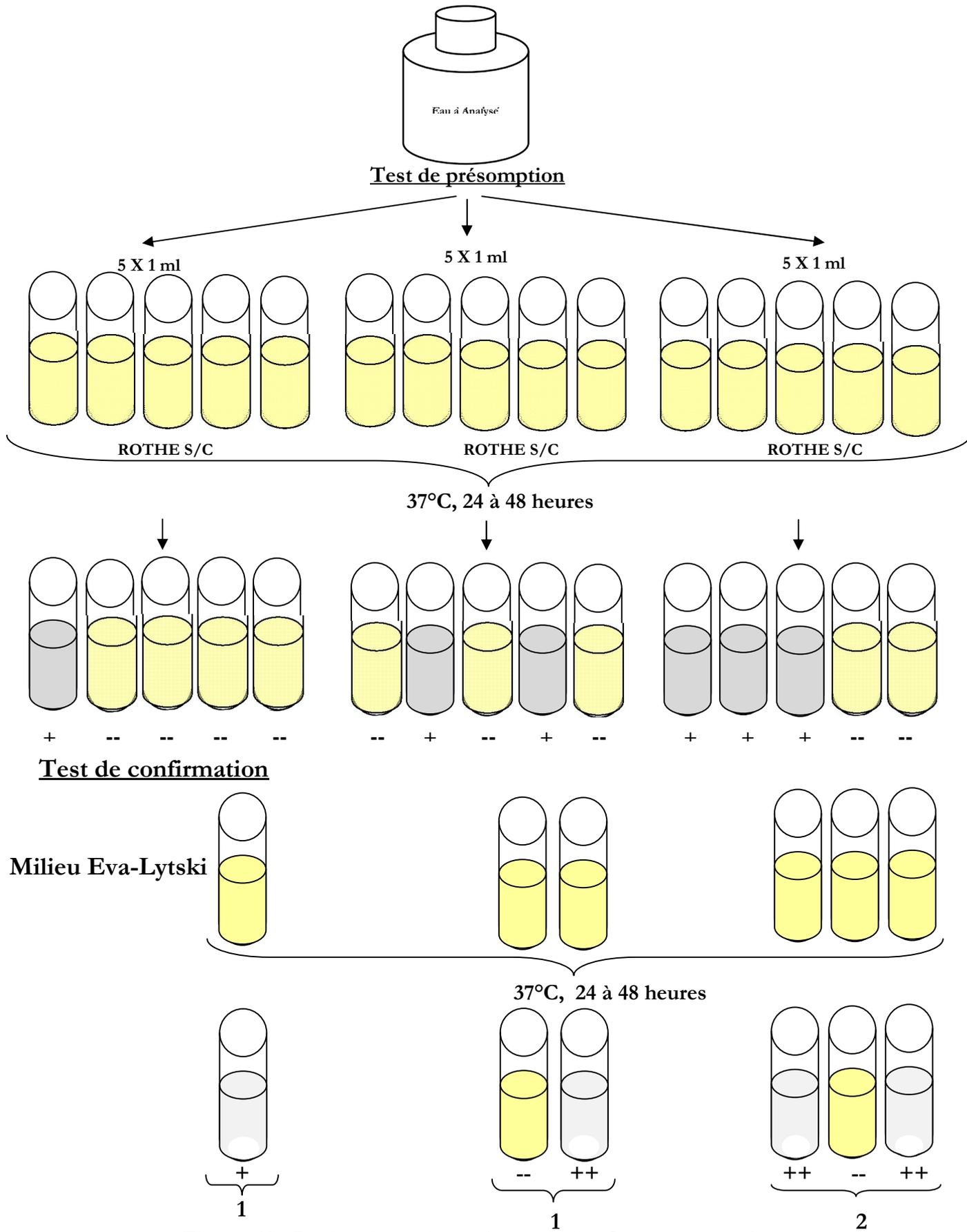


Figure. 13 : Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux



A) Mode opératoire

Après l'avoir homogénéiser soigneusement, on introduit 25 ml d'eau à analyser dans un tube stérile et on place celui-ci dans un bain d'eau à 80°C pendant 10 minutes afin de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes, puis on refroidit rapidement sous l'eau de robinet. La répartition du contenu de ce tube se fait dans 4 tubes stériles, à raison de 5 ml par tube. On fait couler dans chacun d'eux 20 ml de gélose VF, fondue puis on refroidit à $45 \pm 1^\circ\text{C}$, additionnée 1 ml de la solution de sulfite de sodium et 4 gouttes de la solution d'alun de fer. On mélange doucement sans incorporer de bulles d'air. On laisse ensuite solidifier sur la paillasse pendant 30 minutes environ et on incube à 37°C pendant 24 à 48 h (Fig.14.). (Lebres, 2006).

B) Lecture et expression des résultats

On considère comme résultat d'une spore de bactérie anaérobie sulfito-réductrice toute colonie noire entourée d'un halo noir. Le résultat est exprimé en nombre de spore par 20 ml d'eau à analyser. (Rejsek, 2002).

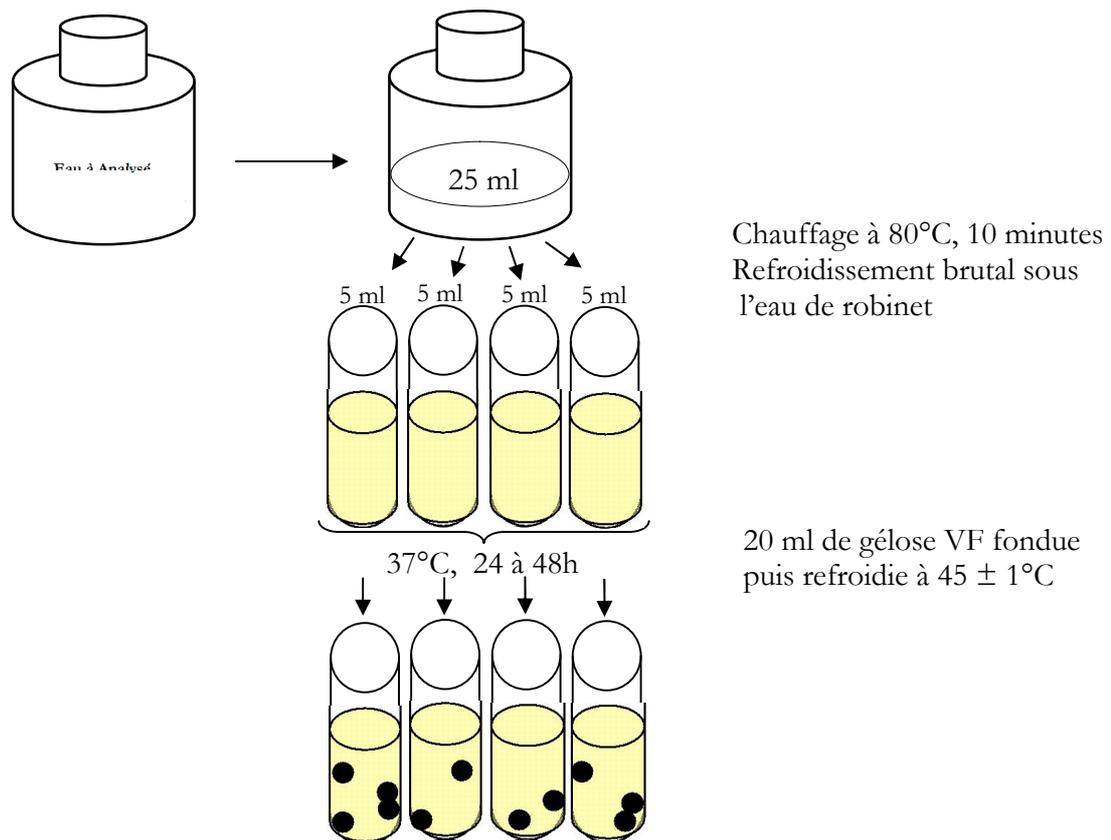


Figure. 14 : Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfite-réducteurs (ASR)



II.1.7.5. Recherche bactérien et isolement des germes pathogènes

A) Méthode d'ensemencement sur gélose

Les géloses employées sont : Mac Conkey, Hektoen, Salmenelles-Schigelles (SS), Chapman, et gélose nutritive (GN). L'ensemencement par stries sur boîtes de Pétri est pratiqué le plus souvent dans un but d'isolement. 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 boîtes sont codées puis incubées à 37°C pendant 24-48 heures. (Rodier et *al.*, 2009).

B) Isolement et purification des souches

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

L'identification d'entérobactéries pathogènes repose sur la non utilisation des glucides présents dans le milieu. (Rejsek, 2002)

C) Identification

❖ Caractéristiques morphologiques

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 à l'état frais

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



- 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. (Rejsek, 2002)

✓ Examen microscopique après coloration de Gram

Cette coloration aide à déterminer deux grands groupes appelés Gram positif et Gram négatif. Elle nous permet aussi de connaître la morphologie et le mode de regroupement des bactéries. (Tab.11). (Rejsek, 2002)

Tableau. 11 : Coloration de Gram

Bactéries	Gram positif	Gram négatif
Caractéristiques de structure	Paroi épaisse qui ne contient pas ou peu de lipide.	Paroi plus fine contenant des lipides.
Comportement à l'égard de réactif ou colorant	Paroi imperméable à l'alcool.	-
Violet de Gentiane	Le violet se fixe dans la bactérie sur un constituant du cytoplasme et engendre un complexe violet. → Cytoplasme coloré en violet.	
Lugol	Le Lugol favorise, renforce la stabilité du complexe. → Cytoplasme est violet foncé.	
Ethanol	La paroi des Gram + ne contenant pas de lipides est imperméable à l'alcool. → Cytoplasme reste violet.	Les lipides de la membrane externe de la paroi sont solubles dans l'alcool. La paroi est donc fragilisée. → Cytoplasme est décoloré.
Fuschine	La Fuschine est sans action sur ces bactéries. → Cytoplasme reste violet.	Le colorant de contraste peut agir. → Cytoplasme coloré en rose.
Résultat	Bactérie colorée en violet	Bactérie colorée en rose

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



Principe

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

- Préparation d'un frottis bactérien.
- Coloration par le violet : laisser agir la solution de cristal violet pendant 1mn et laver à l'eau.
- Mordançage : laisser agir le Lugol pendant 1mn et laver à l'eau.
- Décoloration : laisser agir l'alcool pendant 30 secondes et laver à l'eau.
- Recoloration : laisser agir la solution de Fuschine pendant 30 à 40 secondes, laver à l'eau et sécher. (Rejsek, 2002)

❖ Identification biochimique

✓ Galeries biochimiques classiques pour les coliformes

• Test du mannitol- mobilité

Principe

Le milieu se présente sous forme de gélose molle (4 g pour mille d'ager) contenant du mannitol, du rouge de phénol et des nitrates à 1 g/1000.

La présence de nitrate de potassium dans le milieu inhibe les enzymes responsables de dégagement gazeux. (Rejsek, 2002)

Technique

- En premier lieu, on ensemence la colonie à étudier dans un bouillon Nutritif (Entérobactéries) ou dans un BGT (Streptocoques) ou alors dans un BHIB (Staphylocoques), et l'incubation se fait à 37°C pendant 24h et cela afin de permettre à la bactérie de synthétiser les flagelles nécessaires à son déplacement (1ère lois de la thermodynamique).
- Le milieu est ensemencé par piqûre centrale unique, ce qui permet d'apprécier en plus de l'utilisation du mannitol, la mobilité du germe.



Glucose



Lecture

- Si le milieu prend une coloration jaune : la bactérie est mannitol +.
- Si le milieu reste rouge : la bactérie est mannitol -.
- Si les bactéries sont mobiles, elles se disperseront à partir de la piqûre d'ensemencement créant un trouble dans le milieu, sinon la bactérie est mobilité. (Rejsek, 2002)

- **Test au rouge de méthyle (RM)**

Principe:

Il permet de mettre en évidence les grandes quantités d'acides produites par les bactéries qui n'empruntent pas la voie Butylène-Glycol. L'acidification importante du milieu est révélée par l'addition d'un indicateur de pH, le rouge de méthyle au milieu où auront poussé les bactéries. Le milieu utilisé est celui de Clark et Lubs qui permet de mettre en évidence 2 voies de dégradation de l'Acide pyruvique :

- La formation d'Acétoïne = Acetyl-Methyl-Carbinol par décarboxylation : réaction de Voges Proskrover.
- La formation d'acides acétiques et formiques en aérobiose et en anaérobiose : réaction au rouge méthyle. Rodier et *al.*, 2009)

Technique

On ajoute quelques gouttes du réactif RM. à 1 ml de milieu de culture ensemencé et incubé. (Bourgeois et Leveau, 1980).

Lecture

- Si le milieu prend une coloration rouge, son pH est $< 4,4$: la réaction est RM +.
- Si le milieu reste jaune, son pH est ≈ 6 : la réaction est RM -.



Acide pyruvique

Acides mixtes :

- A. succinique
- A. propionique
- A. acétique
- A. lactique
- A. formique

Acétoïne : $\text{CH}_3 - \text{CO} - \text{CHOH} - \text{CH}_3$

$\text{CH}_3 - (\text{CHOH})_2 - \text{CH}_3$

2.3 Butylène-Glycol = Butanediol

- **Le test de Voges-Proskauer (VP)**

Principe

Ce test détecte la capacité de synthèse de l'acétone par un microorganisme, (acétyl méthyle carbinol) qui est un métabolite spécifique intermédiaire de la fermentation butandiolique (VP+), elle-même caractéristique de certaines Entérobactéries.

Dans un milieu bien aéré et fortement alcalinisé (par addition de NaOH), il se produit une auto oxydation de butanediol en acétone et en diacétyle.

L'acétoïne réagit avec le réactif VP I (soude à la potasse) pour former le diacétyle ; ce dernier après addition du VP II va réagir avec le groupe guanidine de l'arginine pour former un complexe coloré en rose. (Rejsek, 2002)

Technique

Nous avons ensemencé le milieu Clarck et Lubs et incubé à 37°C pendant 24 heures, puis on ajoute 1 ml de la solution potasse à 16% et 0.5 ml d' α naphthol. On maintient le tube couché pour favoriser l'oxydation. L'apparition de la couleur rose ou rouge au bout de 30 minutes traduit une réaction dite VP+.

- **Etude de la dégradation du glucose, saccharose et lactose en milieu TSI**

Principe

Le milieu TSI est utilisé pour l'identification rapide des Entérobactéries et qui permet de mettre en évidence la dégradation du glucose, du lactose, du saccharose, la production éventuelle du



sulfure d'hydrogène (H₂S) et la production de gaz (CO₂) (Bugnicourt, 1983). Ce milieu est composé d'un culot et une pente, et contient le rouge de méthyle comme un indicateur de pH.

Si les bactéries utilisent le glucose, le culot se colore en jaune, alors que si elles utilisent le saccharose et le lactose c'est la pente qui se colore en jaune. La production du gaz se traduit par la formation de bulles de gaz ou soulèvement de la gélose alors que la production d'H₂S se traduit par un noircissement du milieu. (Rodier et *al.*, 2009)

Technique

Nous avonsensemencé le milieu TSI à l'aide d'une anse stérile par des stries longitudinales au niveau de la pente et par une piqûre centrale dans le culot. Nous avons incubé les tubes ensemencés à 37°C pendant 24 heures. La lecture est réalisée après 24 heures.

- **Le test de l'uréase :**

La recherche de l'uréase est un élément important des germes qui utilisent l'urée comme source d'azote.

Principe :

L'urée est hydrolysée par une urée – hydrolase ou Uréase qui libère de l'ammoniac selon la réaction suivante :



Cette réaction se traduit par un indicateur de pH qui vire au rouge violacé. L'identification est réalisée indirectement par la recherche des produits de l'hydrolyse de l'urée.

Technique

La recherche de l'uréase s'effectue par culture sur milieu FERGUSON (milieu Urée- Indole) qui contient, en plus du tryptophane, de l'urée et indicateur de pH : le rouge de phénol (rouge à pH alcalin et jaune à pH acide).

- Ensemencer une anse de platine de germes dans le milieu FERGUSON.
- Incuber à l'étuve à 37°C pendant 24 h.

**Lecture :**

Si la bactérie possède une uréase et hydrolyse l'urée contenue dans le milieu, la production de NH_3 alcalinise le milieu et fait virer l'indicateur au rouge violacé. (Rejsek, 2002)

NB : Sur le milieu FERGUSON, on fait d'abord la réaction de l'urée puis nous réalisons les réactions de l'Indole et TDA.

• Le test de l'indole :

L'indole est le métabolite terminal de la dégradation du tryptophane présent initialement dans le milieu. Seules les bactéries indologènes permettent cette dégradation jusqu'à la formation de l'indole. Ce dernier va réagir avec le réactif de Kowacs (acide nitrique nitreux) pour former un anneau rouge surnageant (Nitrose indole).

Technique

Nous avonsensemencé 2 ml du milieu urée –indole et incubé à 37°C pendant 24 heures. Après incubation, nous avons ajouté deux gouttes du réactif Kowacs en assurant une légère agitation des tubes. (Rejsek, 2002)

• Le test de réduction du nitrate :**Principe**

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

Technique

L'ensemencement du bouillon nitraté permet de mettre en évidence, ce caractère par le germe étudié et incubé à 37°C pendant 24 heures.

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

- Si le milieu devient rose ou rouge, la réaction est dite nitrate réductase positive.
- Si le milieu reste incolore, on a deux éventualités :



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

Dans ce dernier cas, nous provoquons la réduction chimique en ajoutant de la poudre de zinc si la couleur apparaît, la bactérie est dite nitrate réductase négative. (Rejsek, 2002)

- **La recherche du citrate perméase**

Principe

Ce test permet d'établir l'utilisation du citrate comme seule source de carbone par la bactérie qui possède l'enzyme citrate perméase, en provoquant l'alcalinisation du milieu utilisé.

Le milieu citrate de Simmons permet de mettre en évidence ce caractère, ainsi qu'il possède un indicateur de pH « le bleu de bromothymol » dont il vire vers la couleur verte (à pH acide) et en bleue (à pH alcalin) (Rejsek, 2002).

Technique

On ensemence le milieu citrate de Simmons par des stries longitudinales de bas en haut et incubé à 37°C pendant 24 heures.

- **La recherche de l'enzyme tryptophane désaminase (TDA)**

Principe

L'enzyme TDA agit sur l'acide aminé tryptophane en formant l'acide indole pyruvique. Ce dernier donne avec le perchlorure de fer une coloration brun rouge.

Technique

Nous avons ensemencé 2ml du milieu urée –indole et incubé à 37°C pendant 24 heures. Après incubation, nous avons ajouté deux gouttes du réactif TDA (perchlorure de fer). (Rodier et *al.*, 2009).

- **La recherche de l'enzyme B -galactosidase**

Principe



Cette enzyme permet de scinder la molécule du lactose après leur pénétration dans la cellule bactérienne en glucose et galactose.

La présence de la galactosidase est mise en évidence à l'aide d'un analogue structural du lactose, l'ONPG (Orthonitrophényl B-D-galactoside) qui diffuse librement à l'intérieur des bactéries où il est alors dégradé par B -galactosidase en galactose et en orthonitrophénol. Ce dernier donne une couleur en jaune citron lors de sa libération dans le milieu (réaction positive) (Rodier et *al.*, 2009).

Technique

Nous avons préparé une suspension dense d'une culture de la bactérie étudiée dans 0.25 ml d'eau physiologique, et ajouté un disque ONPG pasteur. L'incubation est faite à 37°C pendant 24 heures.

✓ Recherche de la catalase

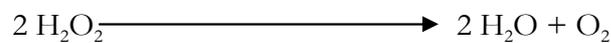
Elle a pour but la classification des bactéries aérobies et plus spécialement la différenciation: chez les cocciformes : les staphylocoques et les streptocoques.

Les staphylocoques donnent des réactions positives alors que les autres donnent des réactions négatives. (Rodier et *al.*, 2009).

Principe

La catalase (ferroporphyrine de poids moléculaire élevé), a la propriété de décomposer l'eau oxygénée avec dégagement d'oxygène.

C'est l'action directe de l'enzyme qui est mise en évidence dans la masse bactérienne.



La réaction est directe et n'exige pas des donateurs d'hydrogène comme dans les réactions de type préoxydasiques. (Rodier et *al.*, 2009).

Technique



On dépose sur une lame une goutte d'eau oxygénée à 10 volumes et on y ajoute directement un peu de culture à étudier prélevée sur milieu Chapman. Si la souche examinée possède une catalase, nous observons un dégagement immédiat de bulles gazeuses. (Delarras., 2003).

✓ Recherche de la Staphylocoagulase

Elle a pour but de déterminer la pathogénicité d'un staphylocoque (on compte actuellement plus de 30% de staphylocoques pathogènes qui ont une coagulase négative). (Rodier et *al.*, 2009).

Principe

Les staphylocoques pathogènes secrètent une enzyme (voisine des protéines) : la staphylocoagulase, qui a la propriété de coaguler le plasma.

La staphylocoagulase coagule le fibrinogène par l'intermédiaire de la prothrombine, qu'elle active en thrombine. (Rodier et *al.*, 2009).

Technique

Nous avons ensemencé un bouillon cœur cervelle à 37°C pendant 24h par des colonies de Chapman, ensuite on prend 0,1 ml de bouillon cœur cervelle est on l'ajoute au plasma de lapin ensuite on incube à 36+2°C. L'examen des tubes se fait 2 h, 6 h puis 24 h après.

Résultats

Les résultats du teste est de voir le coagulum occupe plus de $\frac{3}{4}$ du volume du liquide initial. (Bourgois et *al.*, 1980 ; Délarras, 2008)

✓ La recherche de l'oxydase

Principe



Ce test permet de mettre en évidence l'existence du cytochrome oxydase, enzyme caractéristique d'un métabolisme respiratoire aérobie spécifique de la réduction de l'oxygène moléculaire. (Rodier et *al.*, 2009)

La présence de cette enzyme est réalisée par le disque oxydase qui se constitue de l'oxalate de diméthyle puruphénylène diamine et qui est incolore à l'état réduit et colore en rouge à l'état oxydé.

Technique

Sur une lame propre, nous avons déposé un disque oxydase que nous avons imbibé d'eau distillée stérile et ajouté la colonie de bactérie à étudier puis étalé à l'aide d'une anse de platine. Les bactéries oxydases positives donnent une coloration violette au disque en quelques minutes. (Rodier et *al.*, 2009).

✓ Inoculation de la galerie API 20 E

Principe

La galerie API 20E compote 20 micro-tubes contenant des substrats sous forme déshydratée. Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanées ou révélés par l'addition de réactifs. (Rodier et *al.*, 2009).

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification.

Technique

Préparation de la galerie

On réunit fond et couvercle d'une boîte d'incubation puis nous répartissons de l'eau dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide. On dépose stérilement la galerie dans la boîte d'incubation. (Rejsek. 2002)

Préparation de l'inoculum



Le principe consiste à faire une suspension bactérienne dans une ampoule de Suspension Medium ou dans un tube d'eau distillée stérile d'opacité légère avec une seule colonie prélevée sur un milieu gélosé.

Inoculation de la galerie :

- Remplir les tubes et les cupules des tests : CIT, VP, GE avec la suspension bactérienne.
- Remplir uniquement les tubes des autres tests.
- Créer une anaérobiose dans les tests : ADH, LDC, ODC, URE, H₂S en remplissant leur cupule d'huile de paraffine.
- Refermer la boîte d'incubation et la placer à 35-37°C pendant 18 à 24 heures.

Lecture :

Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au tableau de lecture. On note sur la fiche de résultats toutes les réactions spontanées.

Si nécessaire, on réalise les tests nécessitant l'addition de réactifs:

Test VP : On ajoute une goutte de réactifs VP1 et VP2. On attend au minimum 10 minutes. Si une couleur rose franche ou rouge apparaît, elle indique une réaction positive.

Test TDA : ajouter une goutte de réactif TDA. Si une couleur marron foncée apparaît, elle indique une réaction positive.

Test IND : On ajoute une goutte de réactif de Kowacks. Un anneau rouge obtenu en 2 minutes indique une réaction positive.

Identification

Avec le tableau d'identification :

On compare les réactions notées sur la fiche de résultats avec celle du tableau. (Annexe 1)

Avec le catalogue analytique :

- ✓ Les tests sont regroupés en groupe de 3, et une valeur (1,2 ou 4) est indiquée pour chacun.



- ✓ On additionne à l'intérieur de chaque groupe les nombres correspondants aux tests positifs.
- ✓ On obtient un nombre de 7 chiffres qui sert de code d'identification.

Avec un logiciel d'identification.

La lecture des résultats fait à l'aide d'un logiciel Bactolab, Version 1.13 (Gérard, 1999).

✓ **Recherche des *Salmonella***

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

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

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

II.2. Analyse physico-chimique des eaux

L'échantillonnage est primordial car il conditionne la pertinence de l'analyse. Il doit être de qualité mais également représentatif de ce que l'on veut analyser.

L'appréciation de la qualité des eaux de surface se base sur la mesure de paramètres physico-chimiques et chimiques ainsi que sur la présence ou l'absence d'organismes et de micro-organismes aquatiques, indicateurs d'une plus ou moins bonne qualité de l'eau. (Anonyme. 2005).

II.2.1 Echantillonnage des eaux

Pour évaluer la qualité des eaux, deux points de prélèvement ont été déterminés et en chacun d'eux on a prélevé plusieurs échantillons à différentes profondeurs pour tenir compte de l'hétérogénéité verticale et horizontale. Ces échantillons ont été prélevés dans des bouteilles en



polyéthylène préalablement désinfectés avec l'acide nitrique et rincés avec l'eau distillée. Le transport des flacons au laboratoire est réalisé dans une glacière sur 4° c de température (Rodier, 1996).

Les deux points de prélèvements (P1 et P2) sont les mêmes pour les analyses microbiologique.

II.2.2. Méthodes d'analyse des eaux

Les différentes analyses effectuées sur les prélèvements réalisés bimensuellement, visent à évaluer la variabilité spatio-temporelle de la qualité des eaux. (Tab.12)

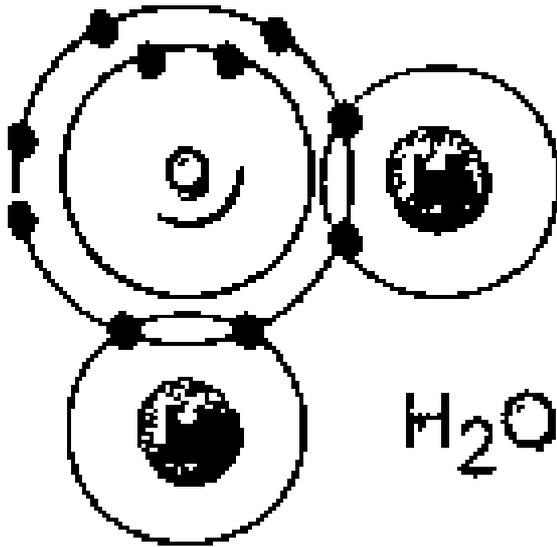
Les analyses physicochimiques ont été réalisées au niveau de laboratoire de l'université d'Oum El-Bouaghi.

Tableau. 12 : Méthodes d'analyse des différents paramètres physico-chimique.

Paramètres	Méthodes d'analyse	Sources
pH	Multi-paramètre de type CONSORT modèle 535 après calibration avec des solutions tampons. (Annexe.5.1)	
Conductivité électrique	Multi-paramètre de type CONSORT modèle 535 après calibration avec des solutions tampons. (Annexe.5.1)	
Salinité	Multi-paramètre de type CONSORT modèle 535 après calibration avec des solutions tampons. (Annexe.5.1)	
Sodium	Photomètre à flamme Genway après étalonnage. (Annexe.5.2)	
Potassium	Photomètre à flamme Genway après étalonnage. (Annexe.5.2)	
Chlorure	Méthode volumétrique de Mohr, dosage des chlorures par une solution de nitrates d'argent en présence de chromate de potassium. (Annexe.5.3)	(Rodier, 1996)
Calcium	Méthode Titrimétrique à l'EDTA. (Annexe.5.4)	(Rodier, 1996)
Magnésium	Méthode Titrimétrique à l'EDTA. (Annexe.5.4)	(Rodier, 1996)
Dureté totale	Méthode Titrimétrique à l'EDTA noir d'ériochrome à 5%. (Annexe.5.5)	(Rodier, 1996)
Nitrate	Spectrophotomètre /JENWAY 6320D Spectrophotometer. (Annexe.5.6)	

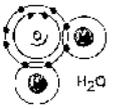


Ammonium	Spectrophotomètre /JENWAY 6320D Spectrophotometer. (Annexe.5.7)
Sulfate	Spectrophotomètre /JENWAY 6320D Spectrophotometer. (Annexe.5.8)
Ortho phosphate	Spectrophotomètre /JENWAY 6320D Spectrophotometer. (Annexe.5.9)
TAC	Titrimétrique basé sur la neutralisation d'un certain volume d'eau par un acide minéral dilué en présence d'un indicateur coloré de méthylorange à 5 %. (Annexe.5.10) (Rodier, 1996)



Chapitre. III :

Résultats et Discussion



Les résultats des analyses physicochimique et bactériologique des échantillons d'eau prélevés et que nous avons obtenus sont présentés sous forme des graphes et des diagrammes exprimant les différentes variations spatiotemporelles de tous les paramètres étudiés.

III.1. Résultats des analyses Bactériologiques

III.1.1. Germes Totaux

La flore totale isolée des trois points de prélèvements est importante; elle atteint son maximum au niveau du point P1 durant la période estivale, le minimum dénombré au niveau du point P3 durant la période hivernale. Cela se traduit par l'influence saisonnière sur la croissance des micro-organismes, tel que la température de l'eau. (Fig.15)

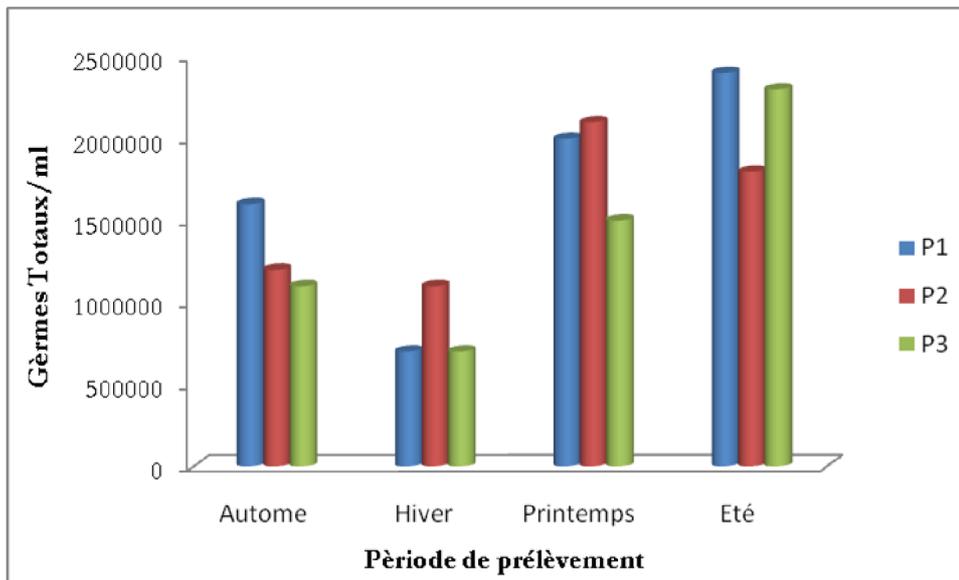


Figure. 15 : Evolution de la flore mésophile totale a 37°C.

III.1.2. Coliformes Totaux

La recherche des coliformes est primordiale du fait qu'un grand nombre d'entre eux vivent en abondance sur les matières fécales des animaux à sang chaud et de ce fait constituent des indicateurs de première importance (Duffour, 1977).

L'examen du graphique illustré dans la figure (16) nous montre que la concentration des coliformes totaux varie dans les 3 points de prélèvements, dont le maximum est enregistré dans le point P2, a tandis qu'une concentration minimale a été obtenue au niveau de point P3.

L'évolution temporelle de la charge en coliformes totaux (CT) aux points de prélèvements dans la Gareat montre des fluctuations pendant la période d'étude; les charges élevées sont observées en été ou le niveau de l'eau de la Gareat est bas. Cette charge en coliformes diminue progressivement après la chute des pluies, soit pendant l'augmentation du niveau d'eau de la Gareat (Hiver), favorisant ainsi une dilution. Elle est suivie d'une élévation pendant le printemps.

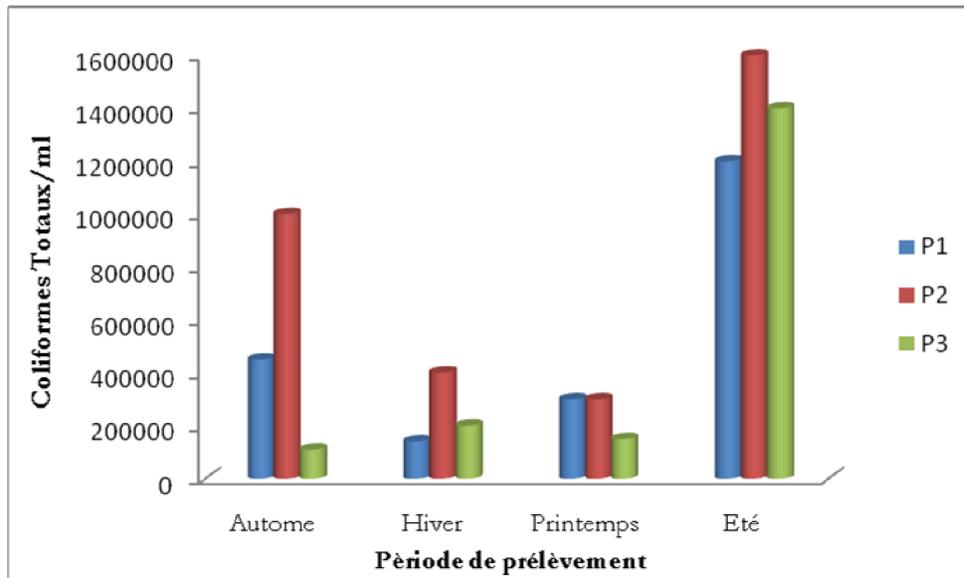
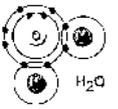


Figure. 16 : Evolution du nombre de coliformes totaux

III.1.3. Coliformes Fécaux

Les mêmes constatations sont notées pour les coliformes fécaux ou des valeurs faibles sont enregistrées pendant la période pluvieuse (Hiver), et des taux élevés pendant la période sèche (Eté). (Fig. 17).

Les deux résultats exposent des graphes (Fig.15 et 16) plus au moins similaires. Le nombre de coliformes totaux est naturellement plus important que celui des coliformes fécaux.

La présence d'une contamination fécale est due principalement à l'élevage, au pâturage, et à la présence d'un effectif élevé d'oiseaux au niveau de cette zone humide.

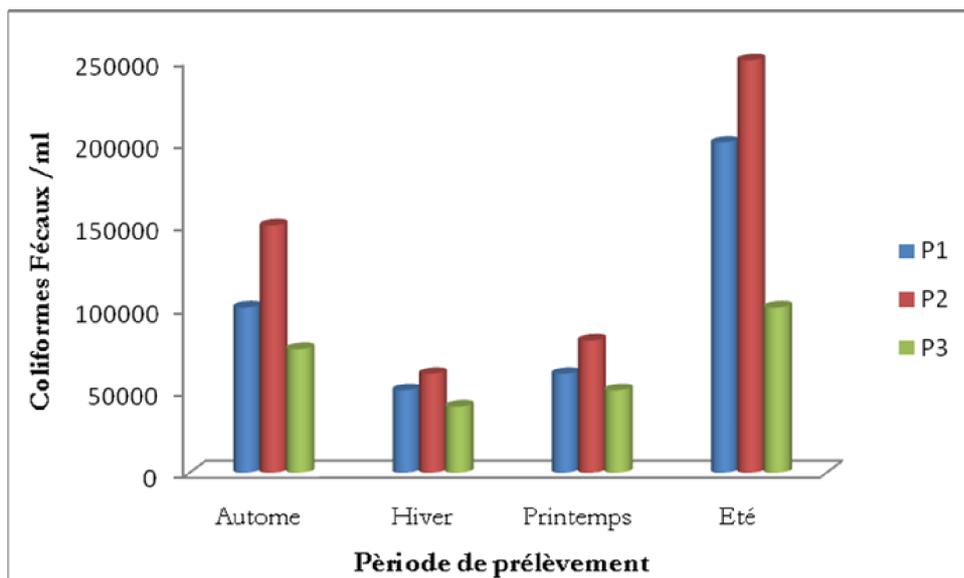
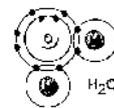


Figure. 17 : Evolution du nombre de coliformes fécaux.

III.1.4. Streptocoques fécaux



Les streptocoques fécaux ou les entérocoques, sont des germes très sensibles aux variations physicochimiques du milieu et ne résistent pas dans l'eau (ils s'adaptent difficilement en dehors de son milieu habituel qui est l'intestin). Leur présence est étroitement liée à la quantité et la concentration de la matière fécale dans l'eau. L'examen des graphes illustrés dans la figure 18 nous montre que les concentrations de ces bactéries fécales sont extrêmement variables au niveau des trois points de prélèvement. La période estivale renferme le nombre le plus élevé. Dans la Gareat de Timerganine son origine est principalement avienne.

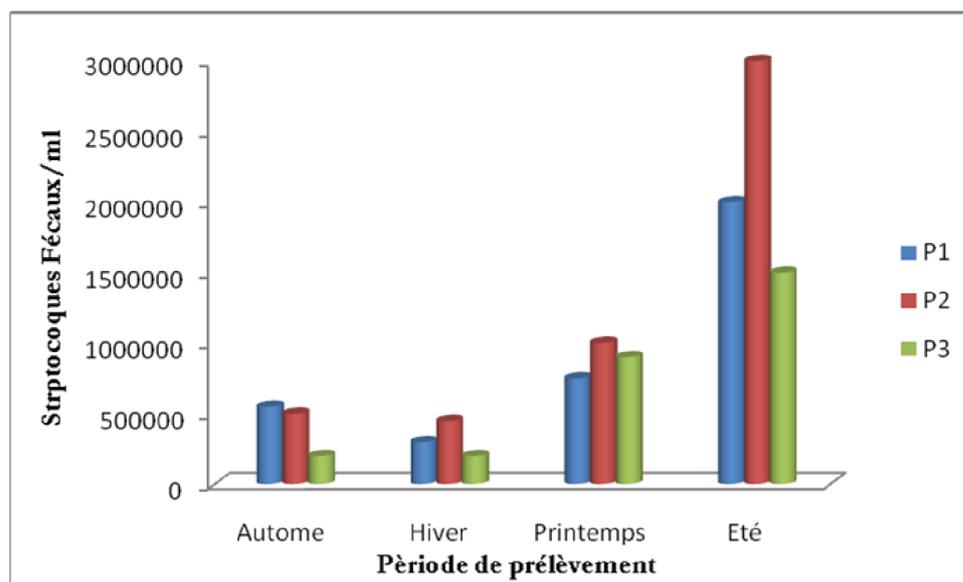


Figure. 18 : Evolution du nombre de Streptocoques fécaux.

III.1.5. Les anaérobies Sulfito-réducteurs (ASR)

Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne. Les résultats négatifs déduisent l'absence de genres sulfito-réducteurs *Clostridium sp.* responsables de botulisme et de tétanos. (Tab.13)

Tableau. 13 : Résultat de la recherche des Anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).

	Point 1	Point 2	Point 3
Eté	-	-	-
Automne	-	-	-
Hiver	-	-	-
Printemps	-	-	-

III.1.6. Identification des souches bactériennes

III.1.6.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram

Le repiquage successif utilisé dans le seul but de purifier les souches nous a permis de distinguer les caractères de toutes les colonies sur leurs milieux préférentiels d'isolement. Ces données sont résumées dans le tableau 14. Du point de vue microscopique, l'examen cytologique



nous a révèlè que les Bâtonnets Gram (-) (Fig.19) sont plus représentés par rapport aux cocci Gram (+) (Fig.20) qui demeurent faiblement représentés.

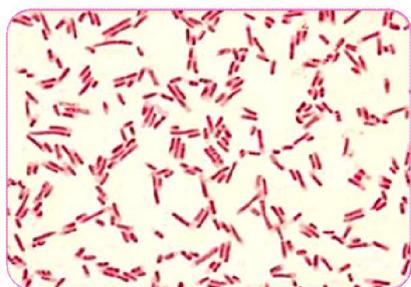


Figure. 19 : Bâtonnets Gram (-)

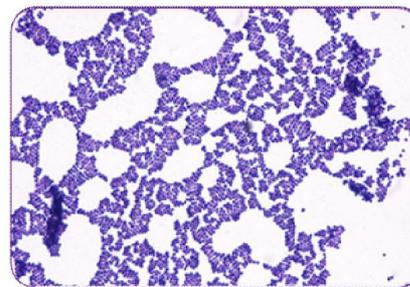


Figure. 20 : Cocci Gram (+)

Tableau. 14 : Caractères macroscopiques et microscopiques des colonies bactériennes isolées de l'eau de la Gareat de Timerganine.

Culture	Observation macroscopique des colonies	Observation microscopique des colonies
Gélose nutritive (GN)	Circulaire, lisse, plate, brillante transparente, 2mm de diamètre.	Bacilles isolés ou en chainettes, Gram négatif.
Mac-Conkey	Rose élevée, lisse brillante, circulaire, 1mm à 2 mm de diamètre.	Bacilles isolés, Gram négatif.
Chapman	Petite, opaque, lisse, bombée, à contour régulier, pulvérulente, de couleur blanche.	Cocci groupés en grappe de raisin, Gram positif.
Sabouraud	Colonies cotonneuses filamenteuse, et des colonies muqueuse, bombée blanchâtre.	Pour les levures des cocci ovoïde plus volumineuse que les bactéries colorées en mauve. Hyphes rose pour les champignons.
Hektoène	Vertes ou bleuâtres, circulaire, ondulés, bossue, rigoureuse, transparente légèrement blanchâtre.	Bacilles isolés, Gram négatif
SS	-	-

(-) Culture négative

III.1.6.2. Résultats de l'identification biochimique

L'identification biochimique donne des caractères qui rassemblé les espèces présentes dans le tableau 15. Cette étude nous a permis d'identifier 13 espèces bactériennes appartenant à 4 familles. La famille des Enterobacteriaceae avec 8 espèces est la plus représentée. (Fig.21, 22)

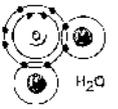


Tableau. 15 : Résultats de la Galerie biochimique classique.

		Souche 1	Souche 2	Souche 3
TSI	Glucose	+	+	-
	Saccharose	-	-	-
	Lactose	+	-	-
	H ₂ S	-	-	-
	CO ₂	+	+	-
Simouns		-	-	-
ONPG		+	-	-
OXYDASE		+	-	-
LDC		-	+	-
ODC		+	+	-
ADH		+	-	-
Manitol	Manitol	+	-	+
Mobilité	Mobilité	+	+	-
Clarck et Lubs	VP	-	-	-
	RM	+	+	+
Bouillon de nitrite	Nitrate réductase	+	+	+
Eau Peptonée exempte d'indole	Indole	+	+	+
Bactérie		<i>E. coli</i>	<i>Morganella morganii</i>	<i>Shigella spp</i>

(+) Culture positive (-) Culture négative

Figure. 21 : Identification biochimique par la galerie classique d'*E. coli*

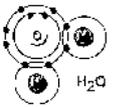


Tableau. 16 : Résultats de l'identification par la galerie API 20 E

Point de Prélèvement	Espèces bactériennes isolées
Point 1	<i>E. coli.</i> <i>Pseudomonas aeruginosa.</i> <i>Pseudomonas fluorescens.</i> <i>Klebsiella oxytoca.</i> <i>Erwinia sp</i> <i>Morganella sp</i> <i>Proteus vulgaris</i>
Point 2	<i>E. coli.</i> <i>Pseudomonas aeruginosa.</i> <i>Klebsiella oxytoca.</i> <i>Providencia sp</i>
Point 3	<i>E. coli.</i> <i>Pseudomonas fluorescens.</i> <i>Proteus mirabilis</i> <i>Serratia marcescens</i> <i>Alteromonas sp.</i>



Klebsiella oxytoca.

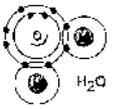


Erwinia sp



E. coli.

Figure. 22 : Résultats d'identification biochimique par API 20 E



III.2. Résultats des analyses physico-chimiques

III.2.1. Le potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH des eaux naturelles est lié à la nature des terrains traversés. Il donne une indication sur l'acidité ou l'alcalinité d'une eau. (Nisbet et Verneaux, 1970).

L'eau de la Gareat de Timerganine a présentée pendant toute la période de l'étude des valeurs de pH fluctuant entre 7,45 et 8,11. Le maximum est enregistré au point P1 durant le mois de Novembre (8,11) tandis que le minimum est enregistré au niveau du point P2 pendant le prélèvement du mois Juin (Fig.23). Ce pH légèrement alcalin lors des quatre campagnes de prélèvement est favorable à la vie aquatique riche et diversifiée (Nisbet et Verneaux, 1970).

La valeur du pH dépend de la conductivité ; les eaux les plus minéralisées ont un pH élevé.

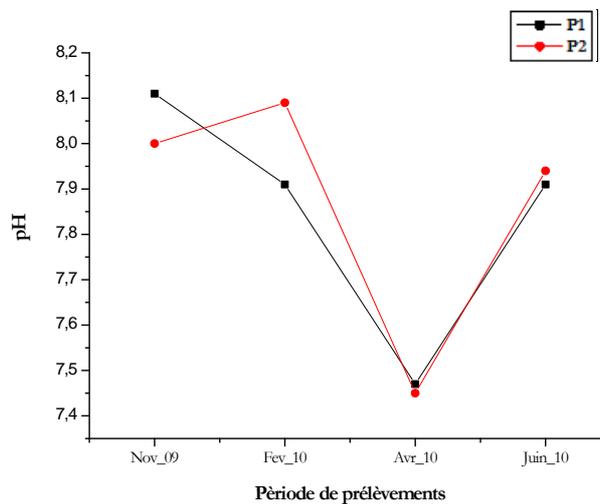


Figure. 23 : Variations spatio-temporelles du pH

III.2.2. La conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique permet d'avoir une idée sur la salinité de l'eau. Une conductivité élevée traduit soit des pH anormaux, soit une salinité élevée. (Rodier *et al.*, 2005).

La conductivité est la mesure de l'aptitude des eaux à conduire l'électricité et donne une bonne indication des concentrations en substances minérales dissoutes. Bien souvent, il existe une corrélation entre la conductivité et la dureté de l'eau due principalement à la présence de calcium et de magnésium. (Patrick *et al.* 1998)

Les valeurs de la conductivité varient pendant toute la période de l'étude entre 1 et 3,62 ms. Les valeurs les plus élevées sont enregistrées pendant le mois de Février (3,62 ms) au niveau du point P2 tandis que le minimum est enregistré pendant le de Juin (1 ms) au niveau du point P1. Ces valeurs vérifiant une minéralisation importante dont l'origine principale les terres agricoles qui entourent la Gareat. (Fig.24).

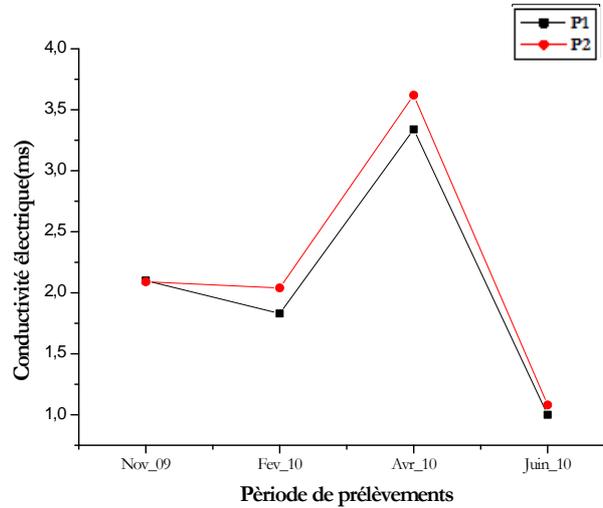


Figure. 24 : Variations spatio-temporelles de la CE

III.2.3. La salinité

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

La Garaet de Timganine alimentée principalement par les apports des oueds dont le principal est Oued Boulefreis (Benazzouz, 1986), La nature du sol du bassin versant sont surtout calcaires humifères et calciques sur les extrémités Nord et Sud du bassin. Les sols alluviaux basiques occupent le centre du bassin alors et les sols salins Solontchak sont retrouvés près de la garaet. Permet d'avoir une salinité importante. (Durand, 1954).

La salinité est proportionnelle à la conductivité. Sa variation suit la même allure (Fig.25).

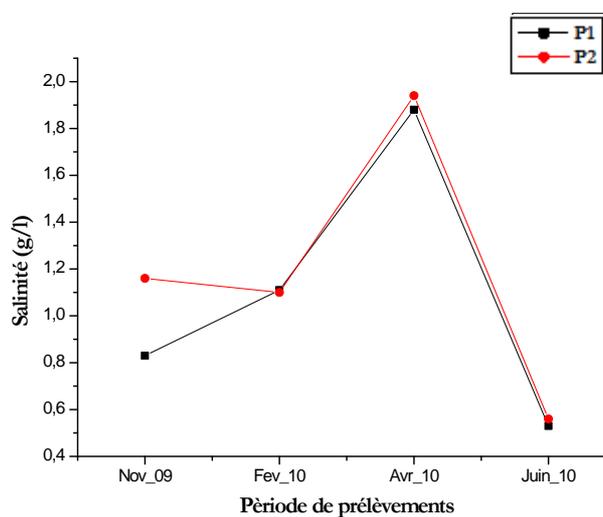




Figure. 25 : Variations spatio-temporelles de la Salinité.

III.2.4. Le Sodium (Na^+)

Le sodium est souvent présent dans les eaux de surface avec des teneurs variables. Il provient soit :

- ✓ Des rejets des eaux usées, ainsi que de l'épandage des engrais et des fertilisants chimiques.
- ✓ De l'altération des minéraux silicates et des substances organiques.

Les taux du sodium oscillent entre 0,4 g/l à 3,2 g/l. C'est en période de basses eaux que les valeurs les plus importantes sont enregistrées 3,2 g/l. En période de hautes eaux, les valeurs décroissent sous l'effet de la dissolution et atteignent 0,4 g/l. (Fig.26).

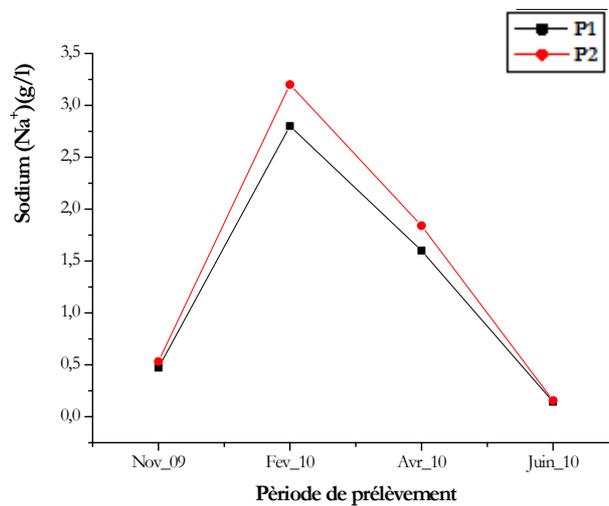


Figure. 26 : Variations spatio-temporelles des teneurs du Sodium.

III.2.5. Le Potassium (K^+)

Le potassium provient de l'altération des formations silicatées (gneiss, schistes), des argiles potassiques, de certains rejets industriels et de la dissolution des engrais chimiques (NPK). Sa présence à peu près constante dans les eaux naturelles ne dépasse pas habituellement 10 à 15mg/l. (Rodier et *al.*, 2005).

Les teneurs sont très variables. La teneur maximale est notée au niveau du point P2 (29,2 mg/l) pendant le mois de Février, et les teneurs minimales sont observées au niveau du point P1 (7,7 mg/l) pendant le mois de Juin (Fig.27).

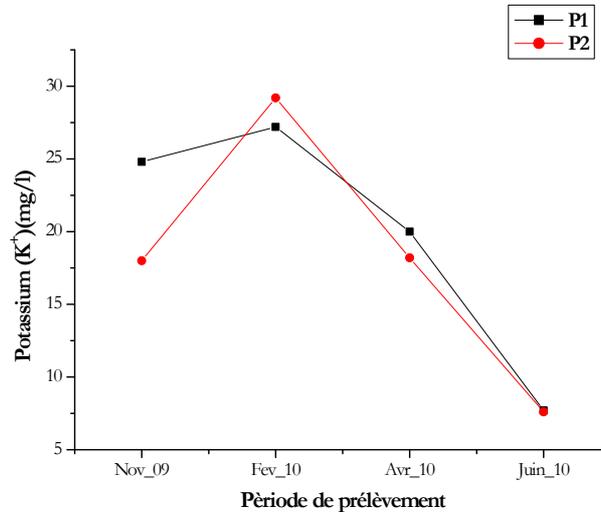
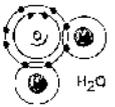


Figure. 27 : Variations spatio-temporelles du taux de Potassium.

III.2.6. Les chlorures (Cl⁻)

Les Chlorures sont répandus dans la nature, on les trouve sous forme de Na Cl, KCl ou CaCl₂. L'eau contient presque toujours des chlorures mais en proportions très variables (Rejsek, 2002). Leur teneur augmente généralement avec le degré de minéralisation de l'eau. Le teneur maximale a été enregistrée (867 mg/l) au niveau du point P2 durant le mois de Février, et la valeur minimale (142 mg/l) dans le point P1 pendant le mois de Juin (Fig.28).

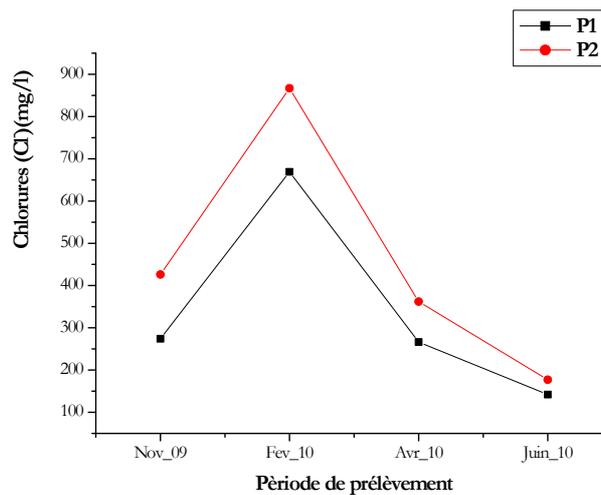
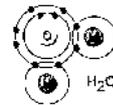


Figure. 28 : Variations spatio-temporelles des teneurs des Chlorures.

III.2.7. Le Calcium (Ca²⁺)

Constituant cationique le plus dominant dans les eaux superficielles, il se présente généralement sous forme de bicarbonates Ca(HCO₃) solubles. (Bremond et Vuichard, 1973).

Le calcium est un élément constituant la dureté de l'eau et sa teneur varie essentiellement suivant la nature des terrains traversés. La figure 29 nous montre que les concentrations de Ca²⁺



dans les eaux de la gareat de Timerganine oscillent entre 87mg/l a 1560 mg/l. La teneur maximale est enregistré pendant le mois de Février dans le point P2 et le teneur minimal durant le mois de Juin au niveau du point P1. La présence de cet élément dans les eaux a pour origine la dissolution des formations carbonatées et gypseuses. (Bremond et Vuichard, 1973).

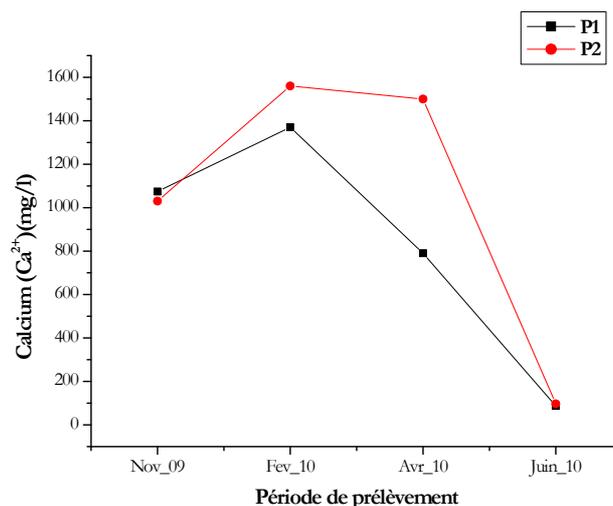


Figure. 29 : Variations spatio-temporelles des teneurs du Calcium.

III.2.8. Le Magnésium (Mg^{2+})

Le magnésium est un constituant de nombreux minéraux et roches, en particulier la dolomite (carbonate double de calcium et de magnésium). Il provient également de la dissolution d'autres roches (basalte, magnésites, argiles, etc.). Il constitue un élément significatif de la dureté de l'eau. (Ramade, 2002).

Le taux de magnésium de l'eau de la Gareat de Timerganine est très variable. La teneur maximale a été enregistrée (468 mg/l) dans le point P1 pendant le mois de Novembre, et la teneur minimale (136 mg/l) dans le même point durant le mois de Juin. (Fig.30).

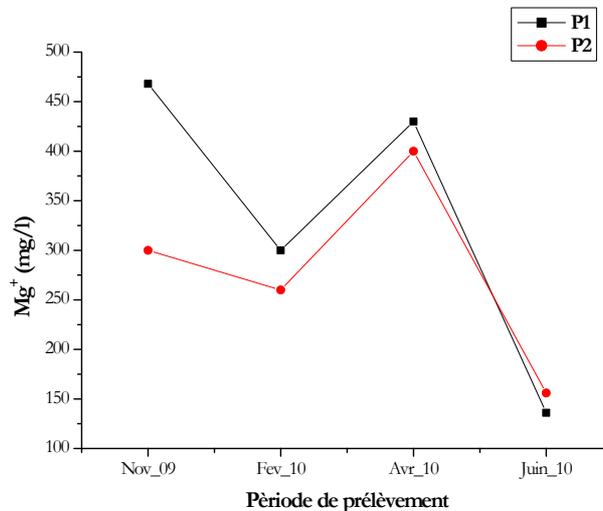
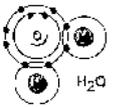


Figure. 30 : Variations spatio-temporelles des teneurs du Magnésium.

III.2.9. La Dureté totale (Titre hydrotimétrique TH)

Le degré hydrotimétrique (TH) exprime la dureté d'une eau. Cette dernière est due particulièrement à la présence des sels de calcium et de magnésium. (Rejsek, 2002)

La teneur maximale a été enregistrée dans le point P2 pendant le mois d'Avril (1900 mg/l), et la teneur minimale, de 223 mg/l dans le point P1 pendant le mois de Juin. (Fig.31)

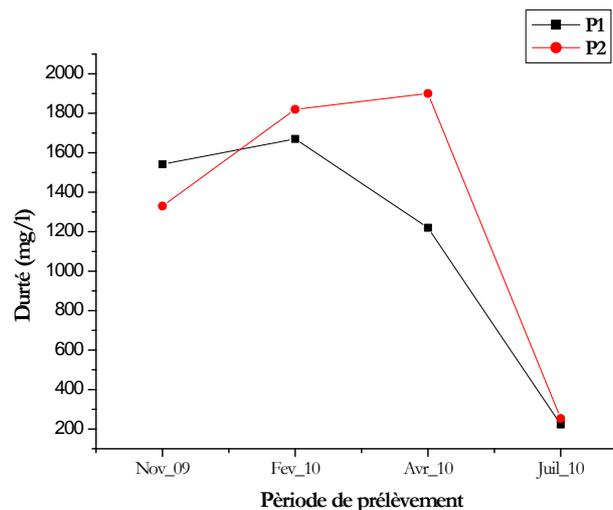
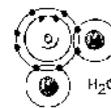


Figure. 31 : Variations spatio-temporelles de la Dureté totale.

III.2.10. Les nitrates (NO_3^-)

Les ions nitrates représentent la forme la plus oxygénée de l'azote. C'est une forme très soluble. Sa présence dans les eaux est liée à l'utilisation intensive des engrais chimiques. (Rejsek, 2002)

Les nitrates se trouvent dans l'environnement de façon naturelle ou encore à la suite de certaines activités humaines. L'absorption des nitrates dans l'eau provoque une diminution de la



quantité d'oxygène transportée par le sang, et le fait de boire de l'eau dont la concentration de nitrates est supérieure à 10 mg/L (N-NO_3) risque d'entraîner chez le bébé une maladie appelée la méthémoglobinémie. (Patrick et *al.* 1998)

La figure 32 nous montre que les teneurs des nitrates varient durant toute la période de l'étude la valeur maximale enregistrée dans le point P1 pendant le mois de Novembre (27,46mg/l), et la valeur minimale, 1,72 mg/l dans le point P1 durant le mois de Juin.

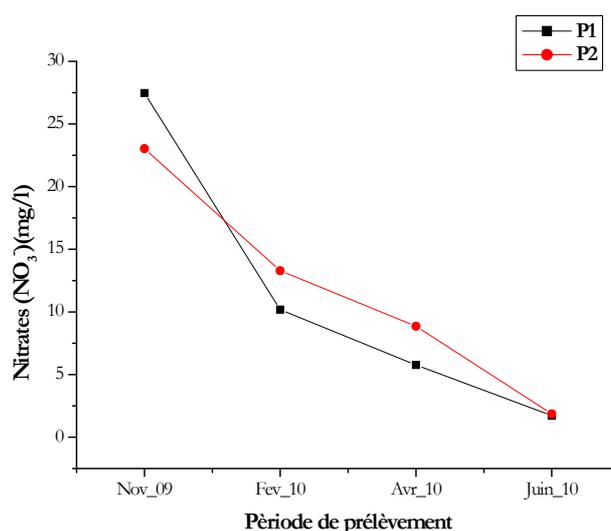


Figure. 32 : Variations spatio-temporelles des teneurs des Nitrates.

III.2.11. L'ion ammonium (NH_4^+)

L'azote ammoniacal est la forme inorganique la plus réduite de l'azote dans l'eau. Il constitue une forme très soluble qui résulte de la décomposition de la matière organique azotée (d'origine végétale ou animale) ou de la réduction microbienne des nitrates ou des nitrites dans des conditions d'anaérobiose. Il est présent dans les eaux de fosses septiques, d'où l'intérêt de le mesurer dans le cadre de cette étude. (Patrick et *al.* 1998)

La teneur maximale enregistré est de 7,9 mg/l dans le point P1 pendant le mois de Novembre, et la teneur minimale est de 0,19 dans le point P1 pendant le mois de Juin. (Fig.33)

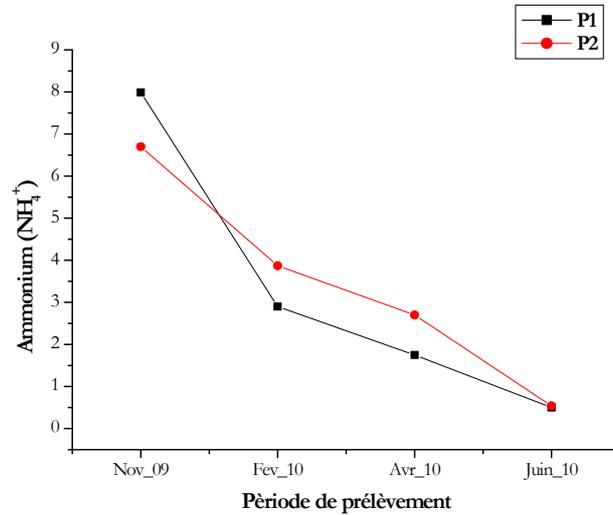
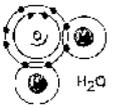
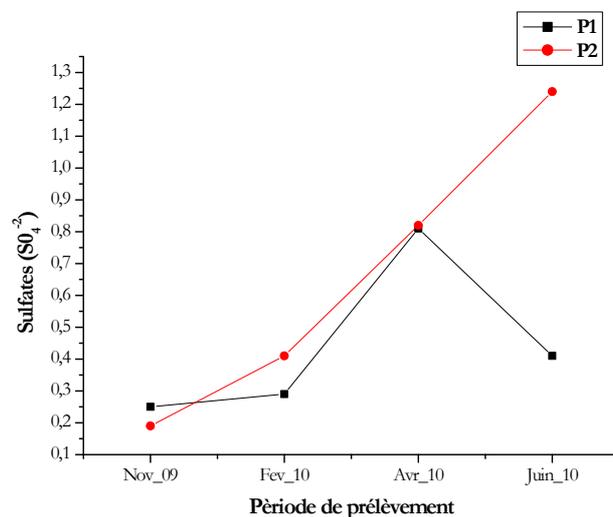


Figure. 33 : Variations spatio-temporelles des teneurs d'Ammonium.
III.2.12. Les sulfates (SO_4^{2-})

La concentration en ions sulfates des eaux naturelles est très variable. Dans les terrains ne contenant pas une proportion importante de sulfates minéraux, elle peut atteindre 30 à 50 mg/l, et peut atteindre jusqu'à 300 mg/l dans les zones contenant du gypse surtout lorsque le temps de contact avec la roche est très élevé. La combustion des produits fossiles (charbon, fuel) et l'utilisation des hydrocarbures émettant des composés soufrés contribuent à la formation des pluies acides avec une augmentation de la teneur en sulfates et sous l'action de bactéries sulfito-réductrices, peuvent se former des sulfures donnant lieu à des précipités de sulfures de fer dans certains terrains contenant des sulfures métalliques (fer, cuivre... etc.). (Ramade, 1982).

La teneur maximale enregistrée est de 1,8 mg/l dans le point P2 pendant le mois de Juin, et la teneur minimale est de 0,19 dans le point P2 pendant le mois de Novembre. (Fig.34)



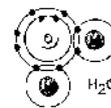


Figure. 34 : Variations spatio-temporelles des teneurs des Sulfates.
III.2.13. L'ortho phosphate (PO_4^-)

Les orthophosphates ou plutôt les phosphates 'réactifs' constituent la forme prédominante du phosphore disponible dans le sol et dans l'eau. En combinaison avec l'azote, le phosphore est utilisé dans les engrais chimiques et naturels pour enrichir les sols agricoles. Au cours des dernières années, une attention particulière a été apportée à cet élément afin de mieux contrôler la fertilisation agricole. (Patrick et *al.* 1998)

La figure 35 nous montre que les teneurs d'ortho phosphate varient durant toute la période de l'étude. La valeur maximale enregistrée est de 27,27 mg/l dans le point P1 pendant le mois d'Avril, et la valeur minimale est de 0,3 dans le point P1 durant le mois de Novembre.

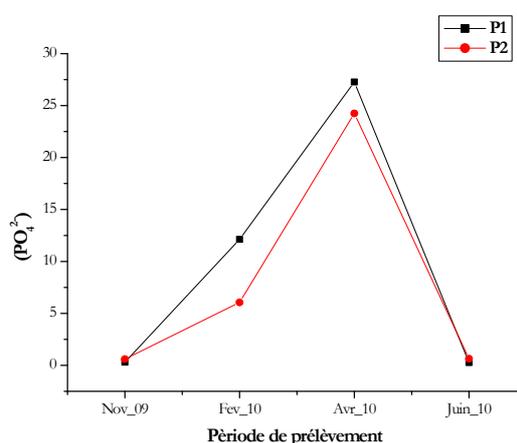


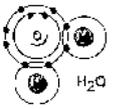
Figure. 35 : Variations spatio-temporelles de teneurs d'ortho phosphate.

III.2.14. Alcalinité

L'alcalinité d'une eau correspond à sa capacité à réagir avec les ions hydrogène (H^+) qui est due à la présence des ions hydrogénocarbonates (HCO_3^-), carbonate (CO_3^{2-}) et hydroxydes (OH^-). Elle dépend aussi des rejets urbains (phosphates, ammoniacaux, matières organiques,...) ou industriels (apport basiques ou acides). Elle peut donner une indication sur le degré d'oxydation des composés organiques et elle permet de déterminer les concentrations en bicarbonates, carbonates et éventuellement en hydroxydes (bases fortes) contenus dans l'eau. (Rodieret *al.*, 2009)

Si le pH est compris entre 4.5 et 8.3, ce qui est le cas des eaux naturelles, les seuls éléments alcalins présents en quantités mesurables par titrage sont les bicarbonates HCO_3^- . Le TAC (titre alcalimétrique complet) traduit le caractère basique d'une eau $\text{HCO}_3^- + \text{CO}_3^{2-} + \text{OH}^-$. (Rodieret *al.*, 2009)

Les concentrations du TAC au niveau des deux points sont presque similaires durant toute la période de l'étude avec un maximum de 370 mg/l enregistré au niveau du point P2 pendant le



mois de d'Avril et un minimum de 100 mg dans les deux points P1 et P2 pendant le mois de Juin.
(Fig. 36).

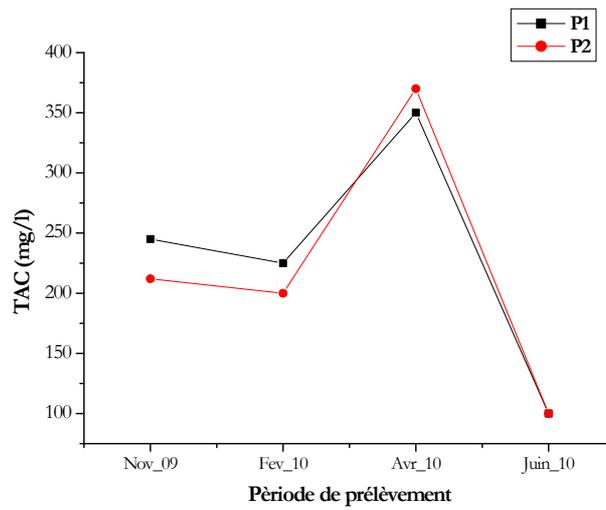


Figure. 36 : Variations spatio-temporelles de l'alcalinité totale (TAC).

Conclusion

Conclusion

Les écosystèmes aquatiques algériens classés site Ramsar sont très banalisés. Leurs fonctionnements et leurs hydrologies tributaires souvent des conditions climatiques permettent durant certaines périodes de l'année (périodes des hautes températures, principalement en été) l'installation et la prolifération de microorganismes pathogènes. La Garaet de Timerganine (35°39,241'N, 06°57,468'E) occupant une superficie de 207ha est l'un des hydrosystème les plus diversifiées de notre pays. Situé dans l'éco-complexe de zones humides des Hauts plateaux du Constantinois, il est classé parmi les zones humides d'importance international et ce pour son rôle primordial dans le maintien de l'avifaune aquatique pendant l'hivernage. Cette dernière peut être une source de contagion et de contamination du milieu en mobilisant durant leurs migrations pré et postnuptiales des microorganismes (bactéries et virus) souvent mortels.

Les analyses physico-chimiques et microbiologiques sont souvent utilisées pour étudier et vérifier l'état de santé d'un écosystème. Au cours de notre étude réalisée depuis le mois de Novembre 2009 jusqu'au mois de juin 2010, nos résultats ont montrés que les concentrations en éléments minéraux (nitrates, ammonium, phosphates, calcium et magnésium) sont souvent inférieurs aux normes requises, indiquant une pollution chimique minime du plan d'eau. L'étude microbiologique (dénombrement et recherche de coliformes, coliformes fécaux, streptocoques fécaux avec identification de la microflore existante) a révélée comme dans tous les écosystèmes lenticques la présence de germes test de contamination fécale. Le nombre de ces derniers est principalement plus important pendant la période sèche. Il est favorisé par les conditions abiotiques et biotiques adéquates du milieu récepteur pendant cette période. Ainsi, l'utilisation des engrais chimiques par les riverains et le pompage intensif influent négativement sur la qualité de l'eau de ce plan d'eau, fragilisant ainsi cet écosystème malgré son statut Ramsar.

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

D'une manière générale, cet écosystème lacustre qui s'étendait sur 207ha et suite à l'utilisation abusive de son eau afin d'irriguer les cultures avoisinantes principalement pendant les

périodes chaudes et sèches par les riverains, sa quantité d'eau diminue et influe négativement sur la qualité biologique (physico-chimie et microbiologie) de cet système aquatique qui se dégrade progressivement.

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



Références bibliographiques

Références Bibliographique

- **Anonyme. (2001).** SDAGE-Bassin Rhône-Méditerranée-Corse : Guide technique no 6 : agir pour les zones humides. Boîte à outils d'inventaire. Fascicule 1 : du tronc commun à la cartographie. Ateliers Six Arts Graphiques. *Saint-Clément de Rivière*. 107 p.
- **Anonyme. (2005).** Qualité physico-chimique et chimique des eaux de surface: cadre général. *Institut Bruxellois pour la Gestion de l'Environnement / Observatoire des Données de l'Environnement*.16p
- **ANRH. (2002).** Atlas des températures et des évapotranspirations du Nord de l'Algérie. *Ministère des Ressources en Eau*, 28 p.
- **Archibald F. (2003).** Coliformes fécaux. Institut national de santé publique de *Québec*. 3p.
- **Bacha B. et Bechim L. (2005).** *Approche bio-écologique des zones humides et des oiseaux d'eau de la région Sud-Constantinoise*. Mémoire d'ingénieur d'État en écologie végétale et environnement. Univ. Batna. 124 p.
- **Barbier E.B., Acreman M.C. & Knowlerd. (1997).** Economie valuation of wetlands: a guide for policy makers and planners. *Ramsar Convention Bureau, Gland, Switzerland*.
- **Bagnouls et Gaussen H. (1957).** Les climats biologiques et leurs classifications. *Ann. Géogr. Fr.* 355: 193-220.
- **Benazzouz M.T. (1986).** *Recherches géomorphologiques dans les hautes plaines de l'est algérien : la Sebket Taref (Algérie)*. Thèse de doctorat en 3^{ème} cycle en géomorphologie. *Université Paris I- Sorbone*. 262 p.
- **Bourdon T.L. et Marchal N. (1973).** Techniques Bactériologiques. *Dion*. 335p.
- **Bourgeois C.M., et Leveau J.Y. (1980).** Techniques d'Analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire. *APRLA*. 331p.
- **Bremond R. et Vuichard R. (1973).** Les paramètres de la qualité des eaux. *La documentation française, Paris*, 173p.
- **Bugnicourt M. (1983).** Dictionnaire de microbiologie générale, la vie racontée par les bactéries. *Edition Ellipses*. 699p
- **Camille D. (2003).** Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux. Réglementation, prélèvements, analyses. *Tec et Doc* 156 p.
- **Carbonnelle D & Kouyoumdjian S. (1988).** Bactériologie médicale techniques usuelles. *Méd. Mal. Inf.* 251 p.

- **Chenchouni H. (2010).** *Diagnostic écologique et évaluation du patrimoine biologique du Lac Ayata (Vallée de l'Oued Righ : Sahara septentrional algérien)*. Mémoire de Magister. Université d'Ouergla. 132p.
- **Chevalier P.** et les membres du groupe scientifique sur l'eau de l'Institut national de santé de Québec. **(2003)**. Coliformes fécaux. Fiches synthèse sur l'eau potable et la santé humaine. *Institut national de santé de Québec*. 1-4
- **Dakki M., Hamman F., et Hammada S. (2005)**. Cartographie des habitats naturels d'une zone humide côtière méditerranéenne : les marais de Smir (région de Tétouan, Maroc). In Bayed A. & Scapini F.eds. Ecosystèmes côtiers sensibles de la Méditerranée : cas du littoral de Smir. *Travaux de l'Institut Scientifique*. Rabat, série générale, 2005, no 4, 9-15.
- **De Belair G. (1990)**. - *Structure, fonctionnement et perspectives de gestion de quatre écosystèmes lacustre et marécageux (El-Kala Est Algérien)*. Thèse de doctorat. Univ Montpellier II 276p.
- **De Groot R.S., Stuij M.A.M., Finlayson C.M. & Davidson N. (2006)**. Valuing wetlands: guidance for valuing. The benefits derived from wetlands ecosystems services. Ramsar Technical Report No. 3/CBD Technical Series No. 27. Ramsar Convention Secretariat, Gland, Switzerland & Secretariat of the Convention on Biological Diversity, Montréal, Canada.
- **Delarras C., et Trebaol B. (2003)**. Surveillance Sanitaire Et Microbiologique Des Eaux: Réglementation - Prélèvements - Analyses. *TEC & DOC*. 269p.
- **Délaras C. (2008)** .surveillance sanitaire Et Microbiologique des eaux : Réglementation-Prélèvements-Analyses.*TEC & DOC*.269p.
- **DGF. (2002)**. Atlas de 26 zones humides algériennes d'importance internationale. 3e Édition, Ed. *Direction Générale des Forêts, Alger*, 89p.
- **DGF. (2004)**. Atlas des zones humides algériennes d'importance internationale. 4e Édition, Ed. *Direction Générale des Forêts, Alger*, 107p.
- **DGS (Direction Générale de la santé, France) (1999)**. Recommandations relatives à la gestion du risque microbien lié à l'eau minérale dans les établissements thermaux. *MES*. (2). 1-25.
- **Duffour A.P. (1977)**. *E.coli*: The Faecal Coliform. 4 8–58. In Hoadely A.W. and B.J.Dukta (eds).
- **Durand J.H. (1954)**. Les sols du bassin versant du Lac Tonga (carte au 1/50000) *S.E.S. Alger*. 12p.

- **El-Beldi S., Fekhaoui M., Serghini A., et El-Abidi A. (2006).** Rizières de plaine du Gharb (Maroc) : Qualité des eaux superficielles et profondes. *Builetin de l'Institut Scientifique. (28).* 55-60
- **Emberger L. (1955).** Une classification biogéographique des climats. *Rev. Trac. Bot. Géol. Zool. Scien.* Montpellier (France), 343p.
- **Farinha J.C., P.R. Araùjo., E.P. Silva., S. Carvalho., E. Fonseca., C. Lavinas. (2005).** Sistema de classificação de habitats Medwet = MedWet habitat description system. Instituto da Conservação da Natureza. *Centro de Zonas Humidas Lisboa (PRT)* 104p
- **Gehu et Gehu-Franck. (1986).** Données synsystématiques et synchorologiques sur la végétation du littoral tunisien de Bizerte à Gabes. 1. La végétation psammophile. *Doc. Phytosoc., N.S. X (II):* 127-155.
- **Gérard S. (1999).** BACTOLAB: Simulation de laboratoire bactériologique, Version 1.13. Belgique.
- **Houhamdi M., Maazi M-C., Seddik S., Bouaguel L., Bougoudjil S. & Saheb M. 2009.** Statut et écologie de l'Erisma à tête blanche *Oxyura leucocephala* dans les hauts plateaux de l'Est de l'Algérie. *Aves*, 46, 1, 129-148.
- **Institue Pasteur. (1978).** Les milieux et réactifs de laboratoire Pasteur. *Publifab.*575p.
- **Kent D.M. (2000).** Applied wetlands science and technology. C.RC Press, Boca Raton Florida. 1 9781566703598,472p.
- **Kowalski K., et B Rzebik-Kowalska. (1991).** Mammals of Algeria. Ed. Zaklad narodowy imienia ossolińskich (Polish Academy of Sciences), *Wroclaw, Pologne*, 370 p.
- **Labres E., Azizi D., et Boudjellab B. (2006).** Cours d'Hygiène et de Microbiologie des Eaux : Microbiologie des eaux et des boissons, *Institut Pasteur d'Algérie.*
- **Labres et Mouffok F. (2008).** Le cours national d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratique des eaux. *Institut Pasteur d'Algérie.* 53p.
- **Maazi M.C. (2005)** Eco-éthologie des Anatidés hivernants dans la garaa de Timerganine (Oum El-Bouaghi). Thèse de Magister, *C.U. Oum El-Bouaghi.* 70p
- **Maazi. M.C., (2009).** Eco éthologie des anatidés hivernant au niveau de Garaet Timerganine Wilaya d'Oum el bouaghi, Thèse de doctorat, *Université d'Annaba.* 106 p.
- **Marniche. F., S. Doumandji., L. Boukernous et H. Khetabi., (2008).** Entomofaune of Timerguénine region in East-Algiers (Oum El Bouaghi). *Premières Journées nationales sur la Biologie des Ecosystèmes aquatiques, 24 – 25 mai 2008, Dép. Biol., Fac. Sci. Ing., Univ. 20 août 1955, Skikda,* p. 6

- **MEA. (2005).** Ecosystems and human wellbeing: Wetlands and water Synthesis. Millennium Ecosystem Assessment (MEA), World Resources Institututs, Washington, DC. Available at: <http://www.millenniumassessment.org/documents/document.358.aspx.pdf>
- **Mitsch W.J. & Gosselink J.G. (2007).** Wetlands. 4th ed. John Wiley & Sons, 600p.
- **Mitsch W.J., Gosselink J.G., Anderson C.J., & Zhang L. (2009).** WetlandEcosystems. Ed. John Wiley & Sons, 304p.
- **Nisbet M. et Verneaux J., (1970).** Composantes chimiques des eaux courantes; discussion et proposition de classe en tant que base d'interprétation des analyses chimique. *Ann de limnologie.* Tome 6, 161-190.
- **Ounis Y., et Zemouchi. N. (2004).** *Cartographie de la végétation et étude du dynamisme végétale de la mare Timerganine (Oum El-Bouaghi).* (E.E., C.U._Oum El-Bouaghi).51 p.
- **Patrick P., Env M., Monique H. (1998).** Qualité de l'eau souterraine dans la MRC de Coaticook. Régie régionale de la santé et des services sociaux de l'Estrie. Québec. Cannada. 70p.
- **Pechère. J. C., Acar. J., Grenier. B., et Nihoul. E. (1982).** Reconnaître, comprendre et traité les infections. 4ème édition. Edisem ST-Hyacinthe. *Québec.* 509p.
- **Ramade F. (2002).** Dictionnaire encyclopédique de l'écologie et des sciences de l'environnement. 2^{ème} édition. *Dunod.* 1076p.
- **Ramade F. (1982).** Eléments D'écologie, Ecologie Appliquée, L'action De L'homme Sur La Biosphère. 2^{ème} édition. *Masson.* Paris. 422 p.
- **Ramsar. (2011).** The List of Wetlands of International Importance, Ramsar Convention Secrétariat, Gland, Switzerland, 43p
- **Ramsar. (2009).** Strategic framework for the list of wetlands of intentional importance. Edition 2009. Ramsar Convention Secrétariat, Gland, Switzerland.
- **Ramsar. (2007)a.** Wise use of wetlands: A Conceptual Framework for the wise use of wetlands. Ramsar handbooks for the wise use of wetlands, 3rd édition, vol. 1. Ramsar Convention Secrétariat, Gland, Switzerland, 26p.
- **Ramsar. (2007)b.** Laws and institutions: Reviewing laws and institutions to promote thé conservation and wise use of wetlands. Ramsar handbooks for the wise use of wetlands, 3rd édition, vol. 3. Ramsar Convention Secrétariat, Gland, Switzerland. 50p.
- **Rejsek. F., (2002).** Analyse des eaux : techniques et aspects réglementaires. *Scérèn CRDP Aquataine.* 358p.
- **Rodier J. et coll. (2005).** L'analyse de l'eau. Eaux naturelles. Résiduaires. Eau de mer. 8^{ème} édition. *Dunod.* 1383p.

- **Rodier. J., Llguebe. B., Merlet. N., et coll. (2009).** L'Analyse de l'eau, 9^{ème} Edition. *Dunod*, 1525p.
- **Roux. M. (2003).** TP de microbiologie : Analyses de l'eau .*Novello Célia.* (3). 1-9
- **Sahagian D., Melack J., Birkett C., Chanton J., Dunne T., Estes J., Finlayson M., Fresco L., Gopal B., Hess L., Hollis T., Junk W., Klemas V., Matthews E., Mertes L., Morrissey L., Rogersk., Rasool I., Roulet N., Sass R., Sippel S., et Svensson B., Tamuram., Victoriar. & Yasuokay. (1998).** Global wetland distribution and fonction characterization. Trace gases and hydrologie cycle. Ed. International Geosphere, Biosphère Programme (IGBP), Report 46. Stockholm, 92 p.
- **Saheb M. (2003).** Cartographie et rôle de la végétation dans le maintien de l'avifaune aquatique des sebkhas de Guellif et de Boucif (Oum-El-Bouaghi). *C.U. Oum El-Bouaghi.* 150 p.
- **Saheb M. (2009).** *Ecologie de la reproduction de l'Avocette élégante Recurvirostra avosetta et de l'Echasse blanche Himantopus himantopus les hautes plaines de l'Est-algérien.* Thèse de doctorat, université d'Annaba. 250p.
- **Seddik S. (2011).** *Inventaire et écologie des peuplements Laro-limicoles et Echassiers dans les zones humides des hautes plaines de l'Est algérien.* Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar, Annaba. 73p
- **Seddik. S., Mazzi. M-C., Hafid. H., Saheb. M., Mayache. B., Metallaoui. S., & Houhamdi. M. (2010).** Statut et écologie des peuplements de Laro-limicoles et d'Echassiers dans le Lac de Timerganine (Oum El-Bouaghi, Algérie), *Bulletin de l'Institut Scientifique*, Rabat, section Sciences de la Vie, 2010, n°32 (2), 111-118.
- **Singleton P. (1999).** Bactériologie. 4^{ème} édition. *Dunod.* 542p.
- **Tecsult. (2010).** Étude du cadastre des zones humides : Rapport 3 : Caractérisation environnementale (Composante 3) : Chott Timerganine, *Ministère de l'Aménagement du Territoire, de l'Environnement et du Tourisme. Direction de la Conservation de la Biodiversité, du Milieu naturel, des Sites et des Paysages, Algérie.* 50 p.
- **Thomas G. (1976).** Habitat usage of wintering duckes at de Ouse Waches England. *Wildfowl* 27: 148-152.
- **Thorsell J., Levy R.F. & Sigaty T. (1997).** *A Global Overview of Wetland and Marine: Protected Areas on the World Heritage List.* Natural Heritage Programme, IUCN and World Conservation Monitoring Centre (WCMC), Gland, Switzerland, 61p
- **Turner R.K., Georgiou S. & Fisher B. (2008).** Valuing Ecosystem Services: The case of multi-functional Wetlands. Earthscan. London, UK.

Résumé

Résumé

Le complexe des zones humides des hautes plaines de l'Est algérien s'étend sur près de 300 km de l'Est à l'Ouest et compte quinze plans d'eau (chotts, sebkhas et garaets) dont 7 présentent un statut de site Ramsar. La Garaet de Timerganine (étymologiquement, série de petites mares d'eau interconnectées) qui fait partie de ce complexe représente l'unique plan d'eau douce de la région. Il est peu étendu (207 ha) et présente une profondeur moyenne de 1 à 2 m.

Afin de déterminer la qualité microbiologique et physico-chimique des eaux superficielle de ce hydrosystème, des analyses ont été réalisées sur une période d'Avril 2010 à Janvier 2011 et qui ont portées principalement sur la quantification des bactéries indicatrices de contamination fécale et sur la détermination de la concentration de certains paramètres physico-chimiques dans ces eaux. Les résultats des analyses chimiques ont montrés que la variation de la concentration des éléments est étroitement liée à l'interférence de plusieurs facteurs (pluies, substrat géologique, activités anthropiques...) alors que les résultats des analyses microbiologiques nous exposent une contamination fécale des eaux de la région; signalées par les fortes concentrations en coliformes fécaux, streptocoques fécaux. Cette pollution affecte l'environnement et constitue une menace majeure sur la santé de ces habitats biologiques.

Mots clés : Qualité microbiologique, physico-chimie, coliformes, Streptocoques, Garaet de Timerganine, zone humide.

Abstract

The complex of wetlands in high plains of eastern Algeria extends nearly 300 km from east to west, where we can count fifteen water bodies (saline Lakes, salt Flats and Garaet) of which 7 have a status of site Ramsar. The Garaet of Timerganine (etymologically, a series of interconnected small water ponds) which is part of this complex is the only freshwater lake in the region. It's compact (207 ha) and has an average depth of 1 to 2 m.

In order to determine the microbiological and physico-chemical quality superficial water of this hydrosystem, analysis were performed for a period of time from April 2010 to January 2011, and have worn mainly on the quantification of faecal contamination indicator bacteria and the determination of the concentration of some physico-chemical parameters in this waters. The results of chemical analysis have shown that the variation in element concentration is closely related to the interference of several factors (rainfall, geological substrate, anthropic activities ...), While the results of microbiological analysis expose the faecal contamination of water in the region indicated by the high concentrations of fecal coliforms, fecal streptococci. This pollution affects the environment and constitutes a major threat to the health of biological habitats.

Keywords: Microbiological quality, Physico- chemical, Coliforms, Streptococci, Garaet of Timerganine, Wetland.

للحضاب العلىا

300 كيلومترا

مائيا (البحيرات المالحة ، والمسطحات

تمرقنين)

(منها 7

البرك الصغىر) والتي هي جزء من هذا الـ وهـ الوحىد يحوى ميا

. وهى (207 هكتار) بىلغ متوسط عمقها بىن 1 2 .

لتحىدىد النوعىة المكربرىولجىية الفىزىوكىمىائىة لمىاه السطحىة لهذا التحالىل

الجرىت بىن أفرىل 2010 2011 التقرىد

للبرىرا جرتومىة وتحدىد تركىز الفىزىوكىمىائىة هذه

المىاه وقد أظهرت نناىج التحللىل الكىمىائى تغير كىز بتأثر كثر

(هطول التركىبة الجىولوىة ، والأنشطة البشرىة...)، فى حىن التحالىل

المىكروبرىولوىة هر هناك لمىاه ىتجلى التلوث البرازى للمىاه

فى المنطقة التى أشار إىها تركىزات عالىة من القولونىات البرازىة ، العقدىات البرازىة. هذا

التلوث ىؤثر على البىئة وىشكل خطرا كبرىا على صحة هذه البىولوىة.

المفاىىح: النوعىة المىكروبرىولوىة الفىزىوكىمىائىة، القولونىات، العقدىات،

تمرقنين

Annexes

Annexe. 01: Tableau de lecture de la galerie Api 20 E

Tests	Substrat	Caractère recherché	Résultats	
			Négatif	Positif
ONPG	Ortho-nitro-phenyl-galactoside	Beta-galactosidase	incolore	Jaune
ADH	Arginine	Arginine dihydrolase	Jaune	Rouge/orangé
LDC	Lysine	Lysine décarboxylase	Jaune	Orangé
ODC	Ornithine	Ornithine décarboxylase	Jaune	Rouge/orangé
CIT	Citrate de sodium	Utilisation du citrate	Vert pâle/jaune	Bleu-vert/vert
H₂S	Thiosulfate de sodium	Production d'H ₂ S	Incolore/grisâtre	Dépôt noir/ fin liseré
URE	Urée	Uréase	Jaune	Rouge/orangé
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase	TDA / Immédiat	
			jaune	Marron foncé
IND	Tryptophane	Production d'indole	IND / 2 mn, maxi	
			jaune	Anneau rouge
VP	Pyruvate de sodium	Production d'acétoïne	VP 1 + VP 2 / 10 mn	
			incolore	Rosé-rouge
GEL	Gélatine de Kohn	Gélatinase	Non diffusion	Diffusion du pigment noir
GLU	Glucose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
MAN	Mannitol	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
INO	Inositol	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
SOR	Sorbitol	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
RHA	Rhamnose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
SAC	Saccharose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
MEL	Melibiose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
AMY	Amygdaline	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
ARA	Arabinose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
Ox	Sur papier filtre	Cytochrome-oxydase	Ox / 5-10 mn	
			incolore	Anneau violet
NO₃-NO₂	Tube GLU	Production de NO ₂ Réduction au stade N ₂	NIT 1 + NIT 2 / 2-3 mn	
			Jaune	Rouge
			Zn	
			Rouge	Jaune
MOB	Microscope	Mobilité	Immobile	Mobile
MAC	Milieu de MacConkey	Culture sur	Absence	Présence
OF	Glucose	Fermentation : sous huile Oxydation : à l'air	Vert	Jaune
			Vert	Jaune
CAT		Possession d'une catalase	H₂O₂ / 1-2 mn	
			Pas de bulles	Bulles

Annexe. 02: Tableau de Mac Grady pour 2, 3 et 5 tubes

2 tubes		3 tube			5 tubes							
NC	NPP	NC	NPP	NC	NPP	NC	NPP	NC	NPP	NC	NPP	NC
0	0	0	222		0	0	20	1, 2	400	1, 3	51	8, 5
0, 5	1	0, 3	223	4	1	0, 2	21	0, 7	401	1, 7	52	5
0, 5	10	0, 3	230	3	2	0, 4	21	0, 9	402	2	52	7
0, 9	11	0, 6	231	3, 5	10	0, 2	21	1, 2	403	2, 5	52	9, 5
0, 9	20	0, 6	232	4	11	0, 4	22	0, 9	410	1, 7	52	12
0, 6	10	0, 4	300		12	0, 6	22	1, 2	411	2	52	15
1, 2	10	0, 7	301	2, 5	20	0, 4	22	1, 4	412	2, 5	52	17,
1, 3	10	1, 1	302	4	21	0, 6	23	1, 2	420	2	53	8
2	11	0, 7	310	6, 5	30	0, 6	23	1, 4	421	2, 5	53	11
2	11	1, 1	311	4, 5	10	0, 2	24	1, 4	422	3	53	14
3	12	1, 1	312	7, 5	10	0, 4	30	0, 8	430	2, 5	53	17,
2, 5	12	1, 5	313	11, 5	10	0, 6	30	1, 1	431	3	53	20
5	13	1, 6	320	16	10	0, 8	30	1, 4	432	4	54	25
6	20	0, 9	321	9, 5	11	0, 4	31	1, 1	440	3, 5	54	13
13	20	1, 4	322	15	11	0, 6	31	1, 4	441	4	54	17
20	20	2	323	20	11	0, 8	31	1, 7	450	4	54	25
25	21	3	330	30	12	0, 6	31	2	451	5	54	30
70	21	2	331	25	12	0, 8	32	1, 4	500	2, 5	54	35
110	21	3	332	45	12	1	32	1, 7	501	3	55	45
	22		333	110	13	0, 8	32	2	502	4	55	25
	22			140	13	1	33	1, 7	503	6	55	35
					14	1, 1	33	2	504	7, 5	55	60
					20	0, 5	34	2	510	3, 5	55	90
					20	0, 7	34	2, 5	511	4, 5	55	160
					20	0, 9	35	2, 5	512	6		180

Annexe. 03: Milieux utilisés**[M1]- Gélose nutritives (GN) : pH = 7.6 à 7.8**

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

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

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

[M3]- Gélose Hecktoène : pH = 7.5

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

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

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

Gélose complète :

Même formule que le milieu de base auquel sont ajoutés :

Sulfite de sodium à 5%	50ml
Alun de fer ammoniacal à 5%	10ml

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

Extrait de viande de bœuf	5g
Polypeptone	5g
Lactose	10g
Sels biliaires	8.5g
Citrate de sodium	10g
Thiosulfate de sodium	8.5g
Citrate ferrique	1g
Gélose	13.5g
Vert brillant	0.00033g
Rouge neutre	0.025g
Eau distillée	1000ml

[M6]- Milieu de Chapman mannité : pH = 7.4

Peptone bactériologique	10g
Extrait de viande de bœuf	1g
Chlorure de sodium	75g
Mannitol	10g
Rouge de phénol	0.025g
Agar	15g
Eau distillée	1000ml

[M7]- Milieu de Sabouraud : pH = 6 à 6.3

Peptone Chapoteaut	10g
Glucose massé	20g
Agar	15g
Eau distillée	1000ml

[M8]- Milieu de Roth : pH = 6.8 à 7Milieu simple concentration :

Peptone	20g
Glucose	5g
Chlorure de sodium	5g
Phosphate bipotassique	2.7g
Phosphate monopotassique	2.7g
Azohydrate de sodium	0.2g

Milieu double concentration :

Peptone	40g
Glucose	10g
Chlorure de sodium	10g
Phosphate bipotassique	5.4g
Phosphate monopotassique	5.4g
Azohydrate de sodium	0.4g

[M9]- Milieu de Litsky : pH = 6.8 à 7

Peptone	20g
Glucose	5g
Chlorure de sodium	5g
Phosphate bipotassique	2.7g
Phosphate monopotassique	2.7g
Azohydrate de sodium	0.3g
Ethyl-violet	0.0005g

[M10]- Gélose de Mac Conkey : pH = 7.1

Peptone bactériologique	20g
Sels biliaire	1.5g
Chlorure de sodium	5g
Lactose	10g
Rouge de neutre	0.03
Cristal violet	0.001
Agar	15g
Eau distillée	1000ml

[M11]- Milieu Clark et Lubs : pH = 7.5

Peptone	5g
Phosphate dipotassique	5g
Glucose	5g
Eau distillée	1000ml

[M12]- Eau peptonée exempte d'indole : pH = 7.2	
Peptone exempte d'indole	10g
Chlorure de sodium	5g
Eau distillée	1000ml
[M13]- Milieu mannitol mobilité : pH = 7.6 à 7.8	
Peptone tryptique de viande	20g
Agar	4g
Mannitol	2g
Rouge de phénol à 1%	4g
Nitrate de potassium (KNO ₃)	1g
Eau distillée	1000ml
[M14]- Milieu de TSI (gélose glucose-lactose-saccharose-H₂S) : pH = 7.4	
Peptone	20g
Extrait de levure	3g
Extrait de viande	3g
Chlorure de sodium	5g
Thiosulfate de sodium	0.5g
Lactose	10g
Saccharose	10g
Glucose	1g
Rouge de phénol	q.s
Agar	12g
Eau distillée	1000ml
[M15]- Milieu de simmons : pH = 6.8	
Sulfate de magnésium	0.2g
Phosphate mono ammoniacal	1g
Phosphate dipotassium	1g
Citrate de sodium	2g
Chlorure de sodium	5g
Bleu de bromothymol	0.08g
Agar	15g
Eau distillée	1000g
[M16]- Urée indole : pH = 7.2	
L- tryptophane	3g
Phosphate bipotassium	1g
Phosphate monopotassium	1g
Chlorure de sodium	5g
Urée	20g
Alcool à 95°	10ml
Rouge de phénol	28mg
Eau distillée	1000ml
[M17]- Eau peptonée alcaline (EPA) : pH = 8.6	
Peptone tryptique	30g
NaCl	30g
Eau distillée	1000ml
[M18]- Milieu de B.H.I.B : pH = 7.4	
Protéose peptone	10g
Infusion de cerveau de veau	12.5
Infusion de cœur de bœuf	5g
Chlorure de sodium	5g
Phosphate disodique	2.5g

Glucose	15g
Eau distillée	1000ml (Institut Pasteur, 1978).

Annexe. 04 : Réactifs utilisés

[R1]- Réactif rouge de méthyle (RM) :

Rouge de méthyle	0.5g
Alcool à 60°	100ml

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

VP1:

Hydroxyde de potassium	40g
Eau distillée	100ml

VP2:

Alpha naphthol	6g
Ethanol	100ml

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

Paradiméthylaminobenzaldéhyde	5g
Alcoolamylique	75ml
HCL pur	25ml

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

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

Annexe. 05: Méthodes d'analyses des différents paramètres physicochimiques.

[1]. Détermination de pH, CE et Salinité

Mode opératoire

La mesure est effectuée sur le terrain par un Multi-paramètre de type CONSORT modèle 535 après calibration avec des solutions tampons, que nous plongeons l'électrode de l'appareil dans l'eau à analyser.

Lecture

Les valeurs s'affichent directement

[2]. Dosage de sodium et de potassium par photométrie à flamme.

Mode opératoire :

- Allumer l'appareil à l'aide du bouton vert (Power).
- Ouvrir le robinet de la bouteille du gaz.
- Allumer la flamme à l'aide du bouton noir "IGNITION" sans lâcher le doigt jusqu'à l'affichage "FLM" en rouge sur l'écran.
- Pipeter de l'eau distillée remplie dans une cuvette.
- Optimiser la flamme si elle est jaune à l'aide du bouton " fuel " jusqu'à ce que la couleur devienne bleu violacée.

- Optimiser à zéro à l'aide du bouton "Blank".
- Laisser se stabiliser 5 à 10 minutes.
- Une fois qu'elle se stabilise à zéro, activer la cuvette d'eau distillée et la remplacer par une autre cuvette remplie par une solution étalon de Na^+ ou de K^+ à 10 mg/l.
- Optimiser à 10 mg/l à l'aide du bouton "FINE"
- Retirer la cuvette remplie par une solution étalon de " Na^+ " ou de " K^+ " à 10 mg/l et la remplacer par une cuvette remplie d'eau distillée et vérifier si l'écran affiche zéro (0.000).
- Retirer la cuvette remplie par l'eau distillée et la remplacer par une cuvette remplie par une solution étalon de " Na^+ " ou de " K^+ " à 10 mg/l et vérifier si l'écran affiche (10).
- Retirer la cuvette et la remplacer par une autre cuvette remplie d'eau distillée.
- A la fin, passer aux échantillons inconnus jusqu'à ce que la valeur affichée sur l'écran est stable (3 essais pour chaque échantillon).

A la fin du dosage et par mise de la sécurité, il faut toujours fermer la bouteille de gaz propane en premier lieu ensuite l'appareil et la pompe.

Préparation des étalons :

Solution fille de sodium (Na^+) à 10 mg/l de la solution mère de Na Cl à 1000 mg/l dans 100 ml d'eau distillée.

(2,54 mg de Na Cl 1000cc d' H_2O distillée: solution mère de Na^+ à 1 g/l).

Solution fille de potassium (K^+) à 10 mg/l: 1 ml de la solution mère de Kcl à 1 g/l dans 100 ml d'eau distillée.

(1.91 g de Kcl 1000 cc d' H_2O distillée : solution mère de K^+ à 1 g/l).

Expression des résultats :

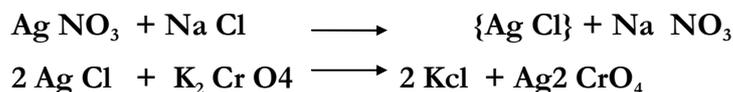
- Le résultat est donné directement en mg/l.

[3]. Détermination des chlorures (Cl^-)

Principe

Réaction des ions chlorure avec des ions argent pour former du chlorure d'argent insoluble qui est précipité quantitativement .Addition d'un petit excès d'ions argent et formation du chromate d'argent brun-rouge avec des ions chromates qui ont été ajoutés

comme indicateur. Cette réaction est utilisée pour l'indication du virage. Durant le titrage le pH est maintenu entre 5 et 9.5 afin de permettre la précipitation.



Réactifs

Solution de nitrate d'argent à 0,01 N:

1,6987 g d' AgNO₃ → 1000 ml d'eau distillée

Indicateur coloré K₂CrO₄ à 10 %:

10 g de K₂CrO₄ → Q.S.P 100 ml d'H₂O dist.

Solution de chlorures à 71 mg/l:

0.107g de NH₄Cl.....1000ml d'eau distillée.

Mode opératoire

- Prendre 5 ml d'eau à analyser,
- Ajouter 2 gouttes de K₂CrO₄ (coloration jaunâtre).
- Titrer avec Ag NO₃ à 0,01 N jusqu'à coloration brun rougeâtre.

Expression des résultats

$$F.G: \frac{V_{\text{AgNO}_3} \times N_{\text{AgNO}_3} \times M_{\text{Cl}}}{PE} = \frac{V_{\text{AgNO}_3} \times 0,01 \times 35,5 \times F \times 1000}{5}$$

$$F.S : \text{mg/l Cl} = V_{\text{AgNO}_3} \times 71 \times F.$$

V_{AgNO₃}: Volume d'AgNO₃ nécessaire pour le dosage de l'échantillon.

N_{AgNO₃}: Normalité d'AgNO₃

MCl: masse des chlorures.

F: facteur de correction du titre d'Ag NO₃.

PE: prise d'essai.

- Pour le F :- Prendre 5 ml de la solution mère à 71 mg/l.
- Ajouter 2 gouttes de l'indicateur coloré.
- Doser par AgNO₃ à 0,01 N jusqu'au virage. (couleur brun rougeâtre).

$$F = \frac{1}{V_{\text{AgNO}_3}}$$

[4]. Détermination du calcium (Ca²⁺) et du magnésium (Mg²⁺)

Principe

Titration molaire des ions calcium et magnésium avec une solution de sel disodique de l'acide éthylènediaminetétraacétique(EDTA) à pH10. Le noir érichrome T, qui donne une couleur rouge foncé ou violette en présence des ions calcium et magnésium, est utilisé comme indicateur.

Réactifs

Solution d'E.D.T.A N/50 (C₁₀ H₁₄ N₂ Na₂ O₈ 2H₂O) : (0,02N ou 0,01M)

- EDTA 3,725 g. après déshydratation à 80°C pendant 2 h.
- H₂O distillée q.s.p 1000 ml.

Solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) 2 N :

- NaOH (pastilles) 80 g.
- H₂O distillée q.s.p 1000 ml.

Solution d'hydroxyde d'ammonium (NH₄OH) pH = 10,1:

- Chlorure d'ammonium 67,5 g.
- NH₄OH (25%) 570 ml
- HCl concentré PH = 10,1
- H₂O distillée q.s.p 1000 ml.

: Noir eriochrome T.

Solution étalon de référence, c(CaCO₃)=0.01mol/l

Secher un échantillon de carbonate de calcium pur pendant 2heures à 150°C.

En introduire 1 g dans une fiole conique de 500ml et humidifier avec de l'eau. Ajouter goutte à goutte de l'acide chlorhydrique à 4mol/l jusqu'à ce que tout le carbinat soit dissous. Eviter un excès d'acide.

Ajouter 200ml d'eau et porter à ébullition quelques minutes afin d'éliminer le dioxyde de carbone. Refroidir et ajouter quelques gouttes de l'indicateur au rouge de méthyle. Ajouter une solution ammoniacale à 3mol/l jusqu'à ce que la solution devienne orange.

Transvaser la solution dans une fiole jaugée de 1000ml et compléter au volume avec de l'eau distillée.

1ml de la solution contient 0.4008mg (0.01 mmol/l) de calcium.

Mode opératoire

- (V₁) Ca²⁺ :
- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
 - Ajouter 2 ml de NaOH à 2 N.
 - Ajouter du Murexide.
 - Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage (violet).
- (V₂) Ca²⁺Mg²⁺ :
- Prendre 50 ml d'eau à analyser.
 - Ajouter 2 ml de NH₄OH (10,1).
 - Ajouter noir eriochrome.
 - Et titrer avec l'E.D.T.A jusqu'au virage (bleu).

Expression des résultats

La détermination du mg/l de Calcium est donnée par la formule suivante:

$$\text{mg/lCa}^{2+} = \frac{V_1 * C_{\text{EDTA}} * F * M_{\text{Ca}^{2+}}}{P.E} * 1000$$

d'où :

V_1 : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.

C: Concentration molaire d'EDTA (0,01 M/l).

$M_{\text{Ca}^{2+}}$: Masse molaire du calcium en g.

P.E : Prise d'essai (volume de l'échantillon nécessaire pour ce dosage).

F: Facteur

$$\text{mg/lCa}^{2+} = \frac{V_1 * 0.01 * F * 40.08}{50} * 1000$$

Donc

$$\text{mg/l Ca}^{2+} = V_1 \times F \times 8.016$$

La détermination du mg/l de Magnésium est donnée par la formule suivante:

$$\text{mg/lMg}^{2+} = \frac{(V_2 - V_1) * C_{\text{EDTA}} * F * M_{\text{Mg}^{2+}}}{P.E} * 1000$$

d'où :

V_2 : Volume total d'E.D.T.A

V_1 : Volume d'EDTA nécessaire pour une concentration donnée.

C: Concentration molaire d'EDTA (0,01 M/l).

$M_{\text{Mg}^{2+}}$: Masse molaire du Magnésium en g.

P.E: Prise d'essai (volume de l'échantillon nécessaire pour ce dosage).

F: Facteur

$$\text{mg/lMg}^{2+} = \frac{(V_2 - V_1) * 0.01 * F * 24.3}{50} * 1000$$

Donc

$$\text{mg/l Mg}^{2+} = (V_2 - V_1) \times F \times 4.86$$

[5]. Détermination de la dureté totale

En pratique la dureté totale est défini par : $[TH] = [Mg^{2+}] + [Ca^{2+}]$

Méthode titrimétrie à l'EDTA

Mode opératoire

Introduire 50 ml d'eau à analyser dans une fiole conique de 250 ml, ajouter 4 ml de solution tampon pH 10 et 3 gouttes d'indicateur au noir ériochrome T. La solution doit se colorer en rouge foncé ou violet, le pH doit être de 10 en maintenant une agitation, verser la solution d'EDTA rapidement au début puis goutte à goutte jusqu'au virage du violet au bleu. Noter le volume versé VEDTA.

Expression des résultats

La concentration totale en calcium et magnésium, exprimée en mmole/L est donnée par l'expression suivante : $100 \times \text{CEDTA} \times \text{VEDTA} / E$. E = volume en ml de la prise d'essai.

[6]. Dosage des nitrates NO_3^- **Principe**

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

Réactifs

- Solution de salicylate de sodium à 0.5 % (renouveler toutes les 24 h.).
- 0.5 gr de salicylate de sodium dans 100 ml d'eau distillée.
- Solution d'hydroxyde de sodium 30 %.
- 30 gr de NaOH dans 100 ml d'eau distillée.
- H_2SO_4 concentré.
- Tartrate double de sodium et de potassium.
- Hydroxyde de sodium Na OH 400 g.
- Tartrate de sodium et de potassium 60 g.
- Eau distillée qsp 1000 ml.

Laisser refroidir avant de compléter à 1000 cc.

Cette solution doit être conservée dans un flacon de polyéthylène.

Solution mère d'azote d'origine nitrique à 1000 mg/l.

- Nitrate de potassium anhydre 0.722 g.
- Eau distillée 1000 ml.
- Chloroforme 1 ml.
- Solution fille d'azote d'origine nitrique à 5 mg/l.

Mode opératoire

- Prendre 10 ml de l'échantillon à analyser.
- Ajouter 2 à 3 gouttes de NaOH à 30 %.
- Ajouter 1 ml de salicylate de sodium.
- Evaporer à sec au bain marie ou à l'étuve 75 - 88° C.
(ne pas surcharger ni surchauffer très longtemps) laisser refroidir.
- Reprendre le résidu avec 2 ml. H_2SO_4 laisser reposer 10 mn.
- Ajouter 15 ml d'eau distillée.
- Ajouter 15 ml de tartrate double de sodium et de potassium puis passer au spectro au 415 nm.

Expression des résultats :

- Le résultat est donné directement en mg/l à une longueur d'onde de 415 nm.

[7]. Détermination de l'azote ammoniacal (NH_4^+)**Principe**

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

Réactifs**Réactif I**

- Acide dichloroisocyanurique 2 g.
- Hydroxyde de sodium (NaOH) 32 g.
- H_2O distillée q.s.p 1000 ml.

Réactif II (coloré)

- Trictrate de sodium 130 g.
- Salicylate de sodium 130 g.
- Nitroprussiate de sodium 0.97 g.
- H_2O distillée q.s.p 1000 ml

Appareillage

Spectrophotomètre UV-Visible

Mode opératoire

- Prendre 40 ml d'eau à analyser
- Ajouter 4 ml du réactif I
- Ajouter 4 ml du réactif II et ajuster à 50 ml avec H_2O distillée et Attendre 1h. 30

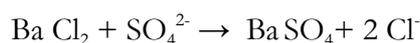
* L'apparition de la coloration verdâtre indique la présence de : NH_4^+ Effectuer la lecture à 655 nm.

Expression des résultats

Le résultat est donné directement en mg/l.

[8]. Détermination des Sulfates (SO_4^{2-})**Principe**

Les ions sulfates sont précipités et passés à l'état de sulfate de baryum
En présence de Ba Cl_2 .



Appareil

Spectrophotomètre UV Visible

Réactifs

- Solution mère de sulfates à 1 g/l à partir de Na_2SO_4
- Peser 1,479 g de Na_2SO_4 1000 ml d'eau distillée.

Solution stabilisante

- Acide chlorhydrique (c) 60 ml.
- Ethanol 200 ml.
- Chlorure de sodium 150 g.
- Glycérol 100 ml.
- Eau distillée Q.S.P. 1000 ml.

Solution de chlorure de baryum

- Chlorure de baryum 150 g.
- Acide chlorhydrique 5 ml.
- Eau distillée Q.S.P. 1000 ml.

Mode opératoire

- Prendre 20 ml d'eau à analyser puis compléter à 100 ml d'eau distillée.
- Ajouter 5 ml de la solution stabilisante.
- Ajouter 2 ml de chlorure de baryum.
- Agiter énergiquement pendant 1 mn.
- Passer au spectrophotomètre $\lambda = 420 \text{ nm}$.

Expression des résultats

$\text{mg/l SO}_4^{2-} = \text{la valeur lue sur le spectrophotomètre} \times \text{facteur de la dilution}$

[9]. Dosage de l'ortho phosphate (PO_4^-)**Méthode colorimétrique****Principe**

Les ions orthophosphates en solution acide (H_2SO_4) et en présence de molybdate d'ammonium forment un complexe phosphomolybdique qui, réduit par l'acide ascorbique, donne un complexe de molybdène fortement coloré en bleu. Le développement de la coloration est accéléré par l'utilisation d'un catalyseur le tartrate double d'antimoine et de potassium. (Rodier, 1996).

Mode opératoire

- Introduire à l'aide d'une pipette, 20 ml d'eau à analyser préalablement filtrée dans une fiole jaugée de 25 ml.
- Ajouter 1 ml de la solution d'acide ascorbique et 4 ml de réactif molybdique.
- Attendre 30 minutes la stabilisation de la coloration et effectuer les mesures au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 700 nm en cuve de 1 cm.

Expression des résultats

La courbe donne la teneur en phosphate, exprimée en milligrammes pour la prise d'essai.

[10]. Détermination de l'alcalinité totale (TAC)

Méthode titrimétrie

Ces déterminations sont basées sur la neutralisation d'un certain volume d'eau par un acide minéral dilué, en présence d'un indicateur coloré. (Rodier, 2005).

Mode opératoire

Alcalinité totale (TAC)

- Utiliser l'échantillon traité précédemment s'il n'y a pas en coloration.
- Ajouter 2 gouttes de solution de méthylorange et titrer de nouveau avec le même acide jusqu'au virage du jaune au jaune orangé (pH 4,3).
- Noter le volume V' ml d'acide versé.

Expression des résultats

- **TAC : $(V' - 0,5) \times 10$** Exprime le titre alcalimétrique complet en milligramme par litre.

Résumé

Le complexe des zones humides des hautes plaines de l'Est algérien s'étend sur près de 300 km de l'Est à l'Ouest et compte quinze plans d'eau (chotts, sebkhas et garaets) dont 7 présentent un statut de site Ramsar. La Garaet de Timerganine (étymologiquement, série de petites mares d'eau interconnectées) qui fait partie de ce complexe représente l'unique plan d'eau douce de la région. Il est peu étendu (207 ha) et présente une profondeur moyenne de 1 à 2 m.

Afin de déterminer la qualité microbiologique et physico-chimique des eaux superficielle de ce hydrosystème, des analyses ont été réalisées sur une période d'Avril 2010 à Janvier 2011 et qui ont portées principalement sur la quantification des bactéries indicatrices de contamination fécale et sur la détermination de la concentration de certains paramètres physico-chimiques dans ces eaux. Les résultats des analyses chimiques ont montrés que la variation de la concentration des éléments est étroitement liée à l'interférence de plusieurs facteurs (pluies, substrat géologique, activités anthropiques...) alors que les résultats des analyses microbiologiques nous exposent une contamination fécale des eaux de la région; signalées par les fortes concentrations en coliformes fécaux, streptocoques fécaux. Cette pollution affecte l'environnement et constitue une menace majeure sur la santé de ces habitats biologiques.

Mots clés : Qualité microbiologique, physico-chimie, coliformes, Streptocoques, Garaet de Timerganine, zone humide.

Abstract

The complex of wetlands in high plains of eastern Algeria extends nearly 300 km from east to west, where we can count fifteen water bodies (saline Lakes, salt Flats and Garaet) of which 7 have a status of site Ramsar. The Garaet of Timerganine (etymologically, a series of interconnected small water ponds) which is part of this complex is the only freshwater lake in the region. It's compact (207 ha) and has an average depth of 1 to 2 m. In order to determine the microbiological and physico-chemical quality superficial water of this hydrosystem, analysis were performed for a period of time from April 2010 to January 2011, and have worn mainly on the quantification of faecal contamination indicator bacteria and the determination of the concentration of some physico-chemical parameters in this waters. The results of chemical analysis have shown that the variation in element concentration is closely related to the interference of several factors (rainfall, geological substrate, anthropic activities ...), While the results of microbiological analysis expose the faecal contamination of water in the region indicated by the high concentrations of fecal coliforms, fecal streptococci. This pollution affects the environment and constitutes a major threat to the health of biological habitats.

Keywords: Microbiological quality, Physico- chemical, Coliforms, Streptococci, Garaet of Timerganine, Wetland

للهاضاب العليا
مانيا (البحيرات المالحة ، والمسطحات الملحية ، منها 7)
الصغير (والتي هي جزء من هذا الـ واحد يحوي مياه . وهي (207 هكتار)
يبليغ متوسط عمقها بين 1 و 2 .
لتحديد النوعية الميكروبيولوجية الفيزيوكيميائية للمياه السطحية لهذا التحاليل اجريت
بالتقدير جرثومية وتحديد تركيز الفيزيوكيميائية هذه المياه
2011 أظهرت نتائج التحليل الكيميائي تغير تراكمي بتأثير كثير (هطول) التركيبية الجيولوجية ، والأنشطة
البشرية...، في حين التحاليل الميكروبيولوجية تظهر هناك لمياه يتجلى التلوث البرازي للمياه
أشار إليها تركيزات عالية من القولونيات البرازية ، العقديات البرازية. هذا التلوث يؤثر على البيئة ويشكل خطرا كبيرا على صحة هذه البيولوجية.
المفاتيح: النوعية الميكروبيولوجية الفيزيوكيميائية، القولونيات، العقديات، تمرقتين .