

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



UNIVERSITE ABBES LAGHROUR DE KHENCHELA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

MEMOIRE

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

ÉCOLOGIE

Option : Gestion intégrée des ressources en eau et développement durable

THÈME

Evaluation microbiologique et physico-chimique de l'eau du barrage de Timgad (wilaya de Batna).

Par : Smail Hizia

Membres de jury :

- | | | |
|----------------------|----------------------------|-----------------------------|
| ❖ Président : | Darbouche Abdelhak (Prof.) | Université de Khenchela |
| ❖ Encadreur: | Houhamdi Moussa. (Prof.) | Université de Guelma |
| ❖ Examineurs: | Houha Belgacem (MCA.) | Université de Khenchela |
| | Saheb Menouar (MCA.) | Université d'Oum El Bouaghi |

2011-2012

REMERCIEMENTS

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

Mes remerciements vont également aux membres de jury :

*Monsieur **Darbouche Abdelhak**, professeur au département de Biologie de l'université Khenchela, pour le grand honneur qu'il m'a montré en acceptant de présider le jury. Je tiens à lui exprimer mes sincères remerciements.*

*Monsieur **Houha Belgacem**, Maître de conférences au département de Biologie à l'Université de Khenchela, d'avoir accepté de participer à ce jury.*

*Monsieur **Sahab Menouar** Maître de conférences au département de Biologie à l'Université d'Oum El Bouaghi, pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury*

*Je remercie vivement mon encadreur, Monsieur **Houhamdi Moussa**, professeur à l'université de Guelma pour avoir accepté de m'encadrer et de diriger ce présent travail ainsi que pour ses conseils, ses encouragements, sa patience et pour tout le temps qu'il m'a consacré pour réaliser ce travail.*

*Je remercie monsieur **Nassri** de DDS d'Oum El Bouaghi' pour m'avoir accueillie dans le laboratoire de prévention et pour l'intérêt qu'il a porté à mon travail*

Je tiens à remercier très vivement Monsieur le Directeur de laboratoire d'hygiène de Batna et tous les laborantins de ce laboratoire pour leur aide.

*Je tiens à remercier profondément ma fidèle compagne d'étude **Anissa Zidi** et toute ma promotion de post-graduation : **Soumia Lakhdari, Manel Meradi, Yamama Nedjar, Zineb Abdessamad, Assma Khadouma, Leila Benamar Et Djouhra.***

Il m'est agréable d'exprimer mes remerciements à toutes les personnes qui m'ont aidé à élaborer ce mémoire et à toute personne ayant participé à ma "confection" que ce soit sur le plan éducatif ou instructif.

DÉDICACE

Je dédie ce travail à mes plus chers êtres au monde :

*Ma mère et mon père pour leur amour, leur tendresse, et pour leur soutien moral
et matériel durant toutes les étapes de ma vie*

*A mes chères sœurs: Amel, Faiza et ses filles (Roufia, Rinad et Rimas), Hiba Et
Mouna*

Ames chers frères: Fateh , Hacem et Ali

A toute la famille Smail et hadji

A Anissa et sa famille

*A mes amies : Sihem , Soumia,Imen, manel, Zineb, Liela ,Assma, Sameh et
Ibtissem.*

SOMMAIRE

INTRODUCTION.	01
CHAPITRE I : Description du site d'étude	
1. Situation de la zone d'étude : barrage de Timgad (Koudiat Medouar)	03
2. Caractéristiques Principales et objectifs du barrage	06
3. La topographie	07
3.1. La plaine	07
3.2. Les montagnes	07
3.3. Les piedmonts	09
4. La géologie	09
5. Le réseau hydrographique	11
6. Etude climatique	13
6.1. La température	13
6.2. Les précipitations	13
6.3. L'humidité	14
6.4. Synthèse climatique	15
7. L'occupation du sol	18
8. Le cadre biotique	20
8.1. La flore	20
8.2. les phytoplanctons	21
8.3. Les oiseaux	23
8.4. Poissons, amphibiens et des reptiles	24
8.5. Les invertébrés	24
CHAPITRE II: Matériel et méthodes	
1. L'échantillonnage de l'eau	27
1.1. Matériel et mode de prélèvement	27
1.2. Transport et conservation des échantillons	28
1.3. Caractéristiques des points de prélèvement	28
1.4. Nature et période du prélèvement	30
2. L'analyse bactériologique	30
2.1. Dénombrement des germes totaux (GT)	31
2.2. Recherche et dénombrement des germes témoins de contamination fécale	32

2.2.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux avec Identification d' <i>Escherichia coli</i> en milieu liquide	32
2.2.2. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	35
2.3. Recherche et dénombrement des spores d'anaérobies sulfito-réductrices	37
2.4. Recherche des germes pathogènes	39
2.4.1. Recherche de <i>Salmonella</i>	39
2.4.2. Recherche de <i>Shigella</i>	40
2.4.3. Recherche de Vibrion cholérique	42
2.4.3. Recherche de staphylocoque doré a coagulase positive	43
2.4.4. Recherche de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	44
2.4.5. Recherche des levures (<i>Candida albicans</i>)	45
2.5. Tests complémentaires	46
2.5.1. Caractéristiques morphologiques des colonies	46
2.5.2. Coloration de gram	46
2.5.3. Test de catalase	47
2.5.4. Test de staphylocoagulase	47
2.5.5. Identification biochimique par la Galerie API20E	48
3. Analyse physico-chimique de l'eau	50
3.1. Mesure <i>in situ</i>	50
3.2. La turbidité de l'eau	51
3.3. Les chlorures (Cl ⁻)	51
3.4. Détermination de l'alcalinité (HCO ₃ ⁻)	52
3.5. la dureté totale	53
3.6. Le calcium (Ca ⁺²)	54
3.7. Le magnésium (Mg ⁺²)	54
3.8. Dosage des anions et cation par spectrophotométrie UV visible	55
3.8.1. Dosage de nitrates (NO ₃ ⁻)	55
3.8.2. Dosage de Nitrites (NO ₂ ⁻)	56
3.8.3. Ammonium (NH ₄ ⁺)	57
3.8.4. Les phosphates (PO ₄ ⁻²)	57
3.8.5. Sulfates (SO ₄ ⁻²)	58

CHAPITRE III : Résultats et discussion

1. Paramètres bactériologique	60
-------------------------------	----

1.1. Les germes totaux	59
1.2. Les coliformes totaux et fécaux	60
1.3. Les streptocoques fécaux	61
1.4. Les Anaérobies sulfito-réductrice (ASR)	63
1.5. Résultats de la Recherches de germes pathogènes	63
1.5.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram:	63
1.5.2. Résultats des tests de confirmation de Staphylocoques	66
1.5.3. Identification des germes par APi20E	67
2. Paramètres physico-chimiques	69
2.1. La température	69
2.2. Le potentiel d'hydrogène (pH)	70
2.3. La conductivité électrique(CE)	71
2.4. La salinité	72
2.5. La turbidité	73
2.6. Les chlorures (Cl ⁻)	74
2.7. L'alcalinité (HCO ₃ ⁻)	75
2.8. Calcium (Ca ⁺²)	75
2.9. Magnésium (Mg ⁺²)	76
2.10. La dureté totale	77
2.11. Nitrates (NO ₃ ⁻)	78
2.12. Nitrites (NO ₂ ⁻)	80
2.13. Ammonium (NH ₄ ⁺)	81
2.14. Les phosphates (PO ₄ ⁻²)	82
2.17. Les sulfates (SO ₄ ²⁻)	83

Conclusion

Résumé

Références bibliographiques

Annexes

LISTE DES FIGURES

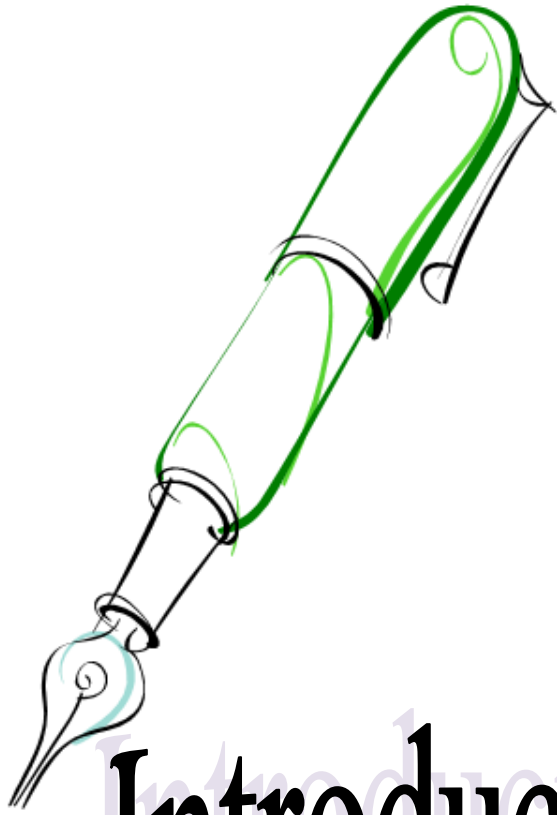
No de figure	Titre de figure	No de page
1	Localisation du barrage de Timgad dans le sous bassin versant des hauts plateaux constantinois.	4
2	Situation géographique du barrage de Timgad.	5
3	Carte des pentes du bassin versant de barrage de Timgad	8
4	Carte géologique du bassin versant du barrage de Timgad.	10
5	Carte de réseaux hydrographique du bassin versant de barrage de Timgad	12
6	Diagramme pluvio-thermique de la région de Batna (Barrage de Timgad) (période 1989-2010).	16
7	Situation de la région de Batna (Barrage de Timgad) dans le Climagramme d'Emberger (période 1989-2010).	17
8	Carte d'occupation du sol du bassin versant de barrage de Timgad.	19
9	Situation géographique des points de prélèvement.	29
10	Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiables à 37°C dans les eaux.	32
11	Recherche et dénombrement des coliformes	34
12	Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux	36
13	Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfito-réducteurs (ASR)	38
14	Organigramme de recherche et d'identification des <i>selmonella</i>	41
15	Organigramme de recherche et d'identification des <i>vibrio</i>	43
16	Galerie API20E	48
17	Fiche de résultat du système Api 20E.	49
18	Evaluation de la flore mésophile totale à 37°C de l'eau durant la période d'étude	59
19	Variation du nombre de coliformes totaux dans l'eau du barrage durant la période d'étude.	60
20	Variation du nombre des coliformes fécaux dans les eaux de barrage durant la période d'étude	62

21	Variation du nombre de streptocoques fécaux dans l'eau durant la période d'étude.	62
22	Les milieux géloses utilisés pour la recherche des germes pathogènes	63
23	Aspect des bacilles Gram (-)	64
24	Aspect des cocci Gram(+)	64
25	Aspect des colonies sur gélose nutritive	64
26	Aspect des colonies sur gélose Héктоen	66
27	aspect des colonies sur gélose Chapman	66
28	Résultats de quelques identifications biochimiques par APi20E	68
29	Variations spatio-temporelles de La température de l'eau du barrage durant la période d'étude	69
30	Variations spatio-temporelles du pH des eaux du barrage durant la période d'étude.	70
31	Variations spatio-temporelles de la conductivité électrique (Ce) de l'eau durant la période d'étude	72
32	Variations spatio-temporelles de la salinité électrique de l'eau du barrage durant la période d'étude	72
33	Variabilité spatio-temporelle de turbidité des eaux du barrage durant la période d'étude	73
34	Variabilité spatio-temporelle des Chlorures (Cl⁻) des eaux du barrage durant la période d'étude	74
35	Variations des HCO₃ en mg/l de l'eau du barrage durant la période d'étude	75
36	La variabilité spatiotemporelle du calcium (Ca⁺⁺) des eaux du barrage durant la période d'étude	76
37	Variabilité spatio-temporelle de Magnésium (Mg⁺²) des eaux du barrage durant la période d'étude	77
38	Variabilité spatio-temporelle de la dureté totale (TH) des eaux du barrage durant la période d'étude	78
39	Variabilité spatio-temporelle des nitrates (NO₃⁻) des eaux du barrage durant la période d'étude	79
40	Variabilité spatio-temporelle nitrite (NO₂⁻) des eaux du barrage	80

	durant la période d'étude	
41	Variabilité spatio-temporelle de l'ammonium (NH₄⁺) des eaux du barrage durant la période d'étude	81
42	Variations des teneurs en phosphate dans l'eau de barrage durant la période d'étude	83
43	Variabilité spatio-temporelle des Sulfates (SO₄²⁻) des eaux du barrage durant la période d'étude	84

LISTE DE TABLEAUX

Nº de tableau	Titre du tableau	Nº de page
1	Moyenne mensuelles des températures en (°c) de Timgad.	13
2	Moyennes mensuelles des précipitations de Timgad en (mm).	14
3	L'humidité relative moyenne en % de Timgad.	15
4	Occupation du sol dans le bassin versant du barrage de Timgad.	18
5	Check-list des espèces végétale inventoriées aux abords du barrage de Timgad.	20
6	Check-list des des phytoplanctons recensé dans le barrage de Timgad.	21
7	Check-list des espèces aviaires recensées dans le barrage de Timgad.	23
8	Check-list des poissons, amphibiens et des reptiles dans le barrage de Timgad.	24
9	Check-list des espèces d'invertébrés recensées dans le barrage de Timgad.	24
10	Caractéristiques des points de prélèvement.	28
11	Nature et période du prélèvement.	30
12	Aspect macroscopique et macroscopique des colonies.	65
13	Relation existant entre la minéralisation et la conductivité mesurée.	71
14	Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la turbidité.	73
15	qualité de l'eau en fonction de la dureté totale.	78
16	Grille de qualité des eaux en nitrates	79
17	Grille de la qualité des eaux en nitrites.	81
18	La grille d'appréciation de la qualité des eaux en ammoniums.	82
19	La grille d'appréciation de la qualité des eaux en fonction du phosphate.	83



Introduction

L'eau représente un élément vital indispensable à notre vie, de tout temps, en tout lieu, les hommes ont toujours cherché à capter les fleuves et les rivières, pour bâtir leurs civilisations, pour servir leurs cultures.

Elle constitue une source unique offerte à de multiples usages. Son importance pour l'économie ne cesse de croître, sa demande et son approvisionnement deviennent de plus en plus difficile à acquérir, tous les pays auront, à plus ou moins brève échéance, à faire face au problème de son manque (**Kettab, 2000**).

En Algérie la demande en eau, connaît un accroissement important, pour répondre à une demande cumulée de trois secteurs souvent concurrentiels (la ville, l'industrie et le périmètre d'irrigation). En plus de la rareté de l'eau, la sécheresse s'étant accrue, la mobilisation des eaux superficielles par la construction de barrages et de retenues collinaires devient indispensable. Mais La croissance démographique, le développement industriel et la modernisation de l'agriculture entraînent un problème énorme de détérioration de la qualité de ces réserves le plus souvent à ciel ouvert.

Le contrôle de la qualité de l'eau joue un rôle important dans la santé publique car celle-ci est susceptible d'engendrer des altérations catastrophiques sur le sol, sur l'organisme humain et même à la santé de toute une population (**Roux, 1987**).

Vu cette importance, nous avons axé notre travail sur l'écosystème aquatique artificiel du barrage de Timgad (wilaya de Batna) qui a été édifié pour renforcer l'agriculture dans les hauts plateaux de l'est algérien et la production d'eau potable pour la ville de Batna afin d'apprécier la qualité physico-chimique et microbiologique de l'eau de ce barrage et son évolution spatio-temporelle.

Notre démarche s'articulera sur :

L'estimation de la qualité physico-chimique de l'eau de ce barrage et La détermination de la qualité microbiologique de son eau (recherche de germe pathogène et dénombrement microbienne : taux de coliformes, de coliforme fécaux et coliformes fécaux et streptocoques fécaux).

Ce mémoire a été structuré en trois chapitres interdépendants :

- ↳ Le premier chapitre purement théoriques rassemblent des généralités sur la région d'étude : situation géographique, aperçu géologique et topographique, climatologie, ainsi que son cadre biotique.
- ↳ Le deuxième chapitre est consacré aux matériels et aux méthodes utilisées pour l'analyse physico-chimique et microbiologique (recherche et dénombrement des micros organismes) de l'eau de barrage.
- ↳ Et enfin le troisième et le dernier chapitre, mentionne les résultats obtenus au cours de notre étude pratique.

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

Chapitre I



Description de la zone d'étude

1. Situation de la zone d'étude : barrage de Timgad (Koudiat Medouar) :

Le barrage de Koudiat Medouar situé à l'Est du pays, se localise au point exutoire du sous bassin versant de Oued Chemorah qui couvre une superficie de 590 Km². Il appartient aux hauts plateaux Constantinois (Fig.1). Il est situé entre les bassins versants suivants :

Kebir Rhumel et Seybouse au Nord.

Medjerdah à l'Est.

Chott Hodna et Chott Melghir au Sud.

Et la Soummam à l'Ouest (**Tiri, 2005**).

Administrativement, il se trouve à 35 Km à l'Est de la wilaya de Batna, et à 7 Km au Nord-Est de la ville historique de Timgad sur l'oued Chemorah. A l'Est les collines de grés de Koudiat Medouar en constitue l'appui droit (**ANB, 2003**).

Il est limité par les communes suivantes :

Chemorah au Nord.

Toufana à l'Est.

Tazoult et Batna à l'Ouest

Et Arris et Ichmoul au Sud. (Fig.2)

↳ Coordonnées géographiques :

Barrage Timgad se situe entre :

Latitude de 35°.31'' N

Longitude de 06°.24'' E

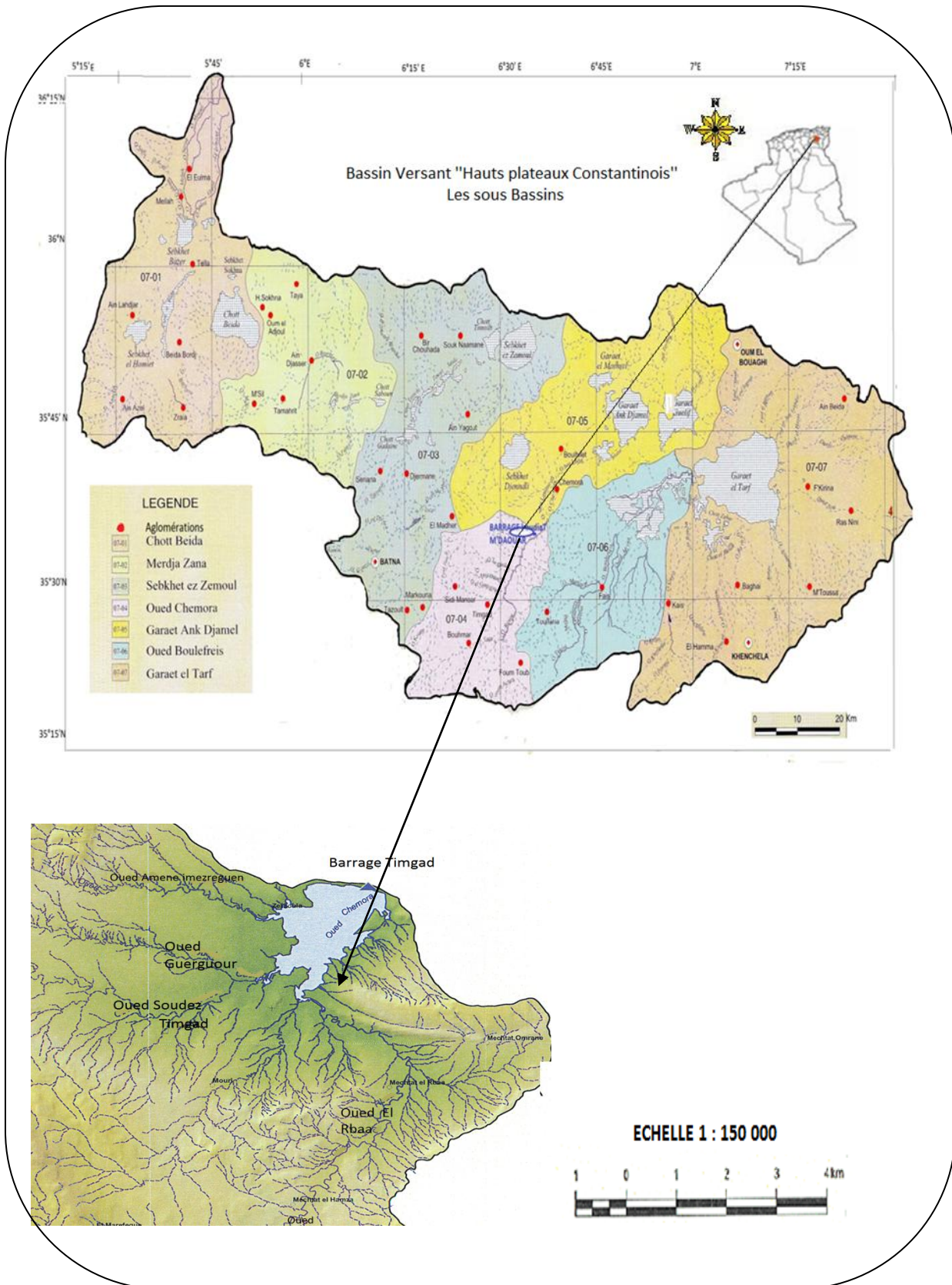


Fig. 1. : Localisation du barrage de Timgad dans le bassin versant des hauts plateaux Constantinois (ABH-CSM, 2010; Tecsalt, 2008).

2. Caractéristiques principales et objectifs du barrage :

Le barrage de Timgad a été réalisé par l'entreprise nationale COSIDER, sa réalisation a débuté en 1993 et sa mise en eau s'est faite en 2002.

C'est un barrage poids qui est construit de matériaux provenant de la roche sur place, dont la masse trapézoïdale est constituée essentiellement par des grés et de gravier (**Guidoum, 2004**).

Le barrage de Koudiat Medouar comprenant :

- ↪ Une digue de 47 m de hauteur, constituée par un noyau massif d'étanchéité et par les recharges en graviers et en enrochements
- ↪ La retenue avec un volume brut de 69.1 millions de m³
- ↪ Une conduite de dérivation et de vidange munie de prise d'eau pour l'irrigation dans les plaines de Batna et de Chemorah.
- ↪ Une conduite de prise d'eau pour l'approvisionnement de Batna. (**ANB, 2003**).

Le barrage a pour objectif principal la mobilisation des ressources hydrauliques du bassin de Oued Chemorah, afin de contribuer à satisfaire les besoins en eau potable et industrielle de la ville de Batna estimés à 38.10⁶ m³/an d'une part, d'autre part, d'effectuer la mise en valeur de 15.700 ha de terres agricoles dans les plaines de Batna et de Chemorah, ainsi que l'alimentation en eau potable et industrielle des localités de Kaïs, Khenchela, Arris et Tazoult, AinTouta et Barika. (**Behloul, 2009**).

Ce barrage fait partie, actuellement, d'un système complexe d'ouvrage de régularisation et de dérivation, connu sous le nom de système de transfert de Béni Haroun. En plus de l'apport propre de son bassin versant, ce barrage recevra les eaux de Beni Haroun pour les distribuer en faveur de l'A.E.P d'un nombre de villes de la région des Aurès et de l'irrigation (**Mebarki, 2005**).

La distribution de cette masse d'eau se fera comme suit :

- ↪ Alimentation en eau potable et industrielle des villes de :
 - Batna, Tazoult et Arris : 84 millions de m³/an,
 - Kenchela et Kaïs : 27 millions de m³/an,
- ↪ Irrigation de la région de Batna et Ain-Touta: 65 millions de m³ d'eau pour 6,5.10³ ha.

En plus de ce principal objectif, le barrage de Timgad constitue une aire de loisirs et donc sujette à une forte fréquentation surtout en période estivale. Ces eaux constituent aussi un lieu préférée pour les gents qui pratiquent la pêche.

3. La topographie :

Le bassin versant du barrage de Timgad présente un faible relief dans sa partie Nord et un relief plus accidenté a son extrémité sud du au massif de l'Aurès se qui présente un ensemble naturel fortement variée, subdivisé en trois milieux naturels bien distincts :

3.1. La plaine :

Cette zone plutôt plate à relief peu accusé, occupe la plus grande partie du bassin. Avec une superficie de 5900 ha, ce terrain est utilisé pour les activités agricoles saisonnières. La région du barrage se situe dans cette zone (**Meghni, 2001**).

3.2. Les montagnes :

Elle est composée essentiellement de massifs montagneux des Aurès qui traversent le sud de bassin selon une direction NO-SE, se situe entre 35° de latitude Nord et 6° longitude Est.

Ces reliefs forment une barrière naturelle jouant un rôle climatique et hydrique important .Les différents Paramètres climatiques sont fortement influencés par ces reliefs qui forment une limite entre les influences sahariennes du Sud et celle de la continentalité caractérisant les hautes plaines. (**Guidoum, 2004**).

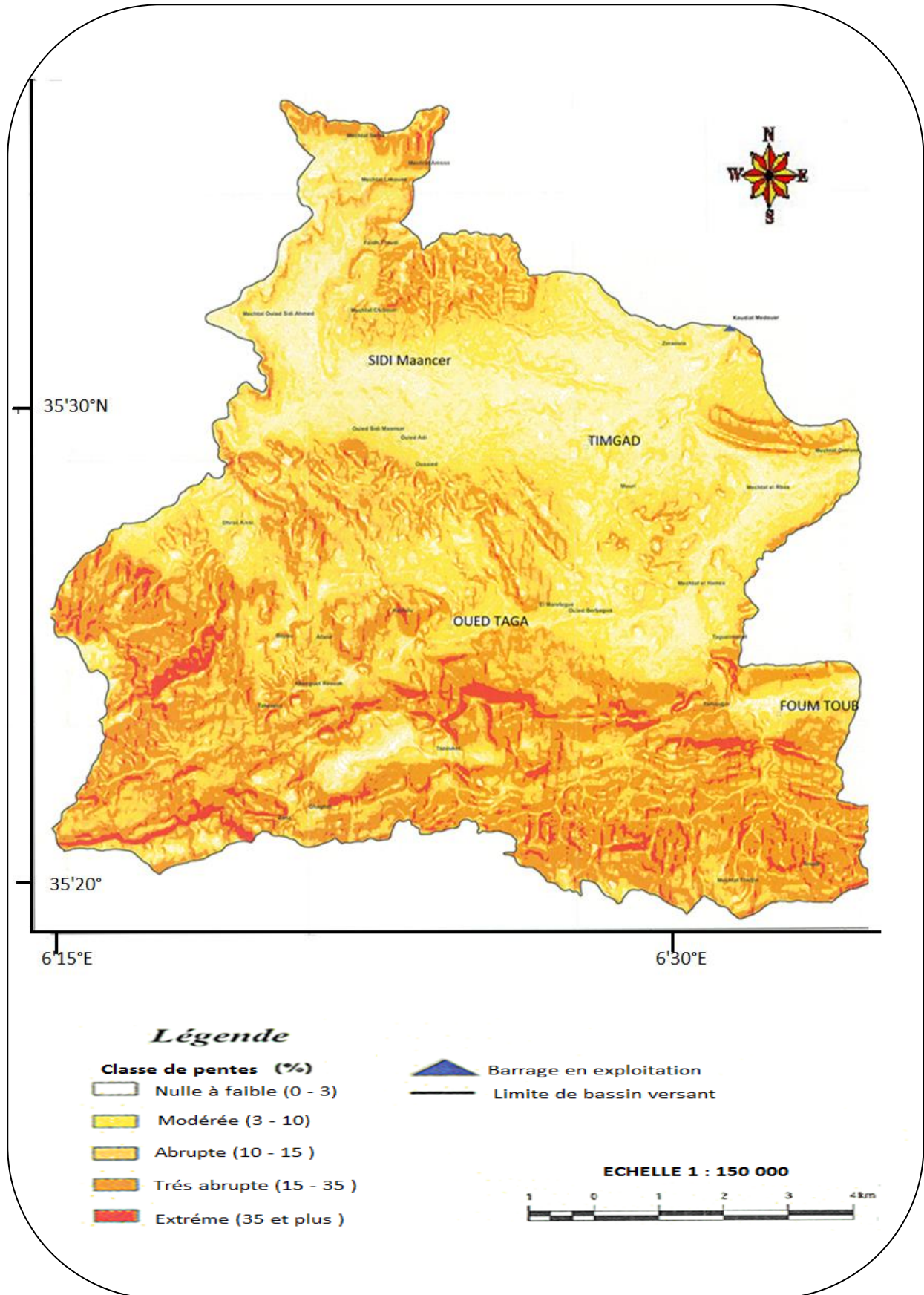


Fig.3. Carte des pentes du sous bassin versant du barrage de Timgad (Tecsult, 2008).

3.3. Les piedmonts :

C'est une zone de transition entre la montagne et la plaine. Elle s'allonge sous forme des collines constituées par les dépôts colluviaux qui descendent en pente atténuée vers la plaine.

En plus de ces collines, le bassin se caractérise par une série de glacis sous forme de petits reliefs monoclinaux, la zone de piedmont est plus souvent agricole (**Guidoum, 2004**).

4. La géologie :

La géologie est une partie très importante dans toute étude hydrologique et hydrochimique. Elle joue un rôle primordial sur la qualité des eaux suite à la dissolution des minéraux se trouvant dans la roche et sur la quantité d'eau qui ruissèle ou s'infiltré selon le type du terrain (perméable ou imperméable (**Annab, 2005**).

Dans le sous bassin versant du barrage de Timgad, les formations lithologiques prédominantes sont celles du Quaternaire et celle de Miocène, cependant les formations de calcaire sont assez peu représentées dans le bassin (**Tiri, 2005**).

Les formations Quaternaires couvrent une superficie d'environ 73 km² soit 38% de la superficie totale

La rive droite du barrage est composée de grès Miocène qui se développe aussi au centre du bassin avec une épaisseur d'environ 200 m. Elle occupe 55 km² soit 29 % de la surface du bassin.

Les formations à alternance de calcaire et de marnes apparaissent au Sud-ouest du bassin, elles occupent 19% de la surface totale.

Les autres formations ont une extension très réduite : les masses de marne associées aux conglomérats et le calcaire occupent environ 6 km², soit 3% de la surface, avec une épaisseur généralement faible. Les séries à dominance calcaire du Crétacé inférieur affleurent au Nord du bassin leur superficie représente 3% de la surface totale du bassin (**Guidoum, 2004**).

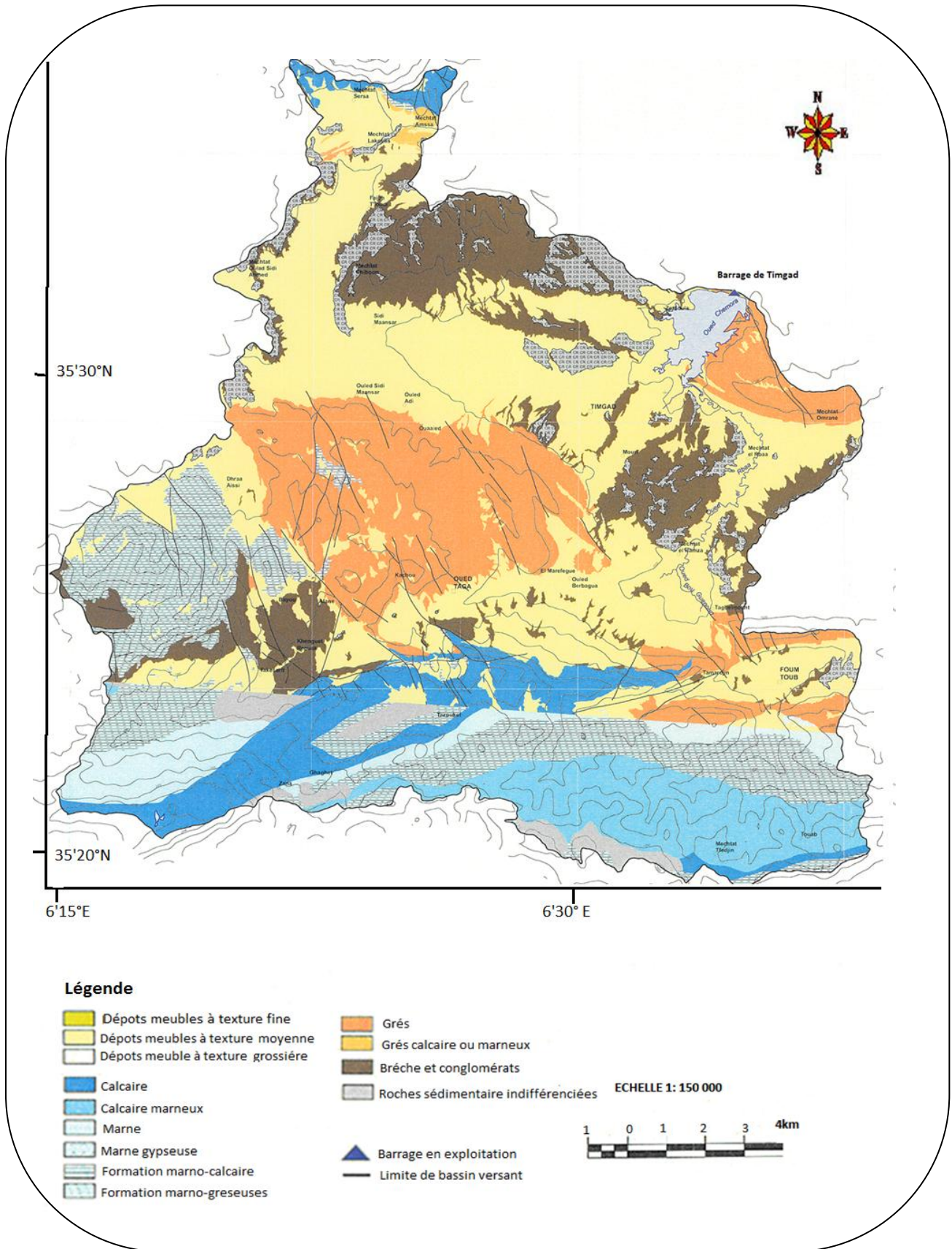


Fig.4. Carte géologique du bassin versant du barrage de Timgad (Tecsult, 2008).

5. Le réseau hydrographique :

Le réseau hydrographique est l'ensemble des cours d'eau, affluent, et sous affluent, permanents ou temporaires, par lequel s'écoulent toutes les eaux de ruissellement et convergent vers un seul point de vidange du bassin versant (**Meghni ,2001**).

Le réseau hydrographique du bassin versant de Oued Chemorah est dense dans tout sa partie amont pour se relâcher à l'entrée de la cuvette du barrage plusieurs cours d'eau d'ordre 1 draine le bassin versant du barrage de Timgad.

La principale source de l'eau est Oued Chemorah qui résulte de la jonction de deux affluents de Oued Soultez et Oued Reboa.

Ce dernier est considéré comme le principal affluent du barrage de Timgad qui présente des pentes assez fortes drainées par les massifs montagneux qui prennent naissance à l'amont par la jonction des deux Oueds ; Oued Taga et Oued Seba Regroud (**Tiri, 2005**).

L'Oued Soudez résulte aussi de la jonction de deux Oueds : Feid Tlouti qui prend sa source au Nord -Ouest de djebel Tagratine. L'Oued Soultez coule à travers les plaines au sud de djebel Tagratine, il reçoit sur sa rive gauche l'Oued Guergour, en aval de la ville de Timgad.

Dans L'amont de Oued Soultez est implantée une station d'épuration des eaux usées de la ville de Timgad avant leur évacuation dans l'Oued, ce qui permettra une réduction importante de la pollution de l'oued en plus cette opération permettra de récupérer une bonne partie des ressources en eau rejetée.

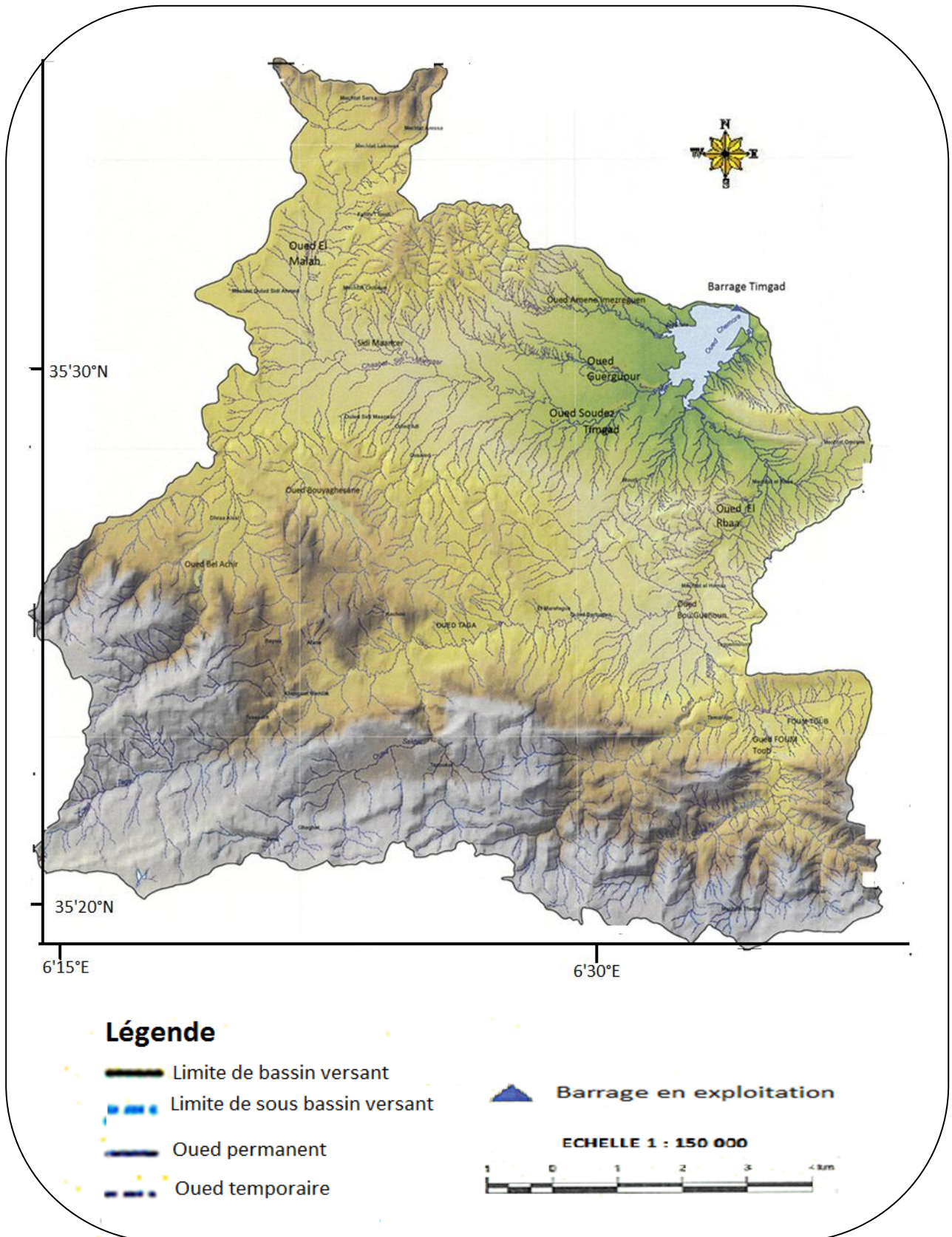


Fig.5. Carte de réseaux hydrographique du bassin versant de barrage de Timgad (Tecsult, 2008).

6. Etude climatique :

Pour indiquer le climat de la zone d'étude, nous avons fait recours à l'exploitation des données météorologiques sur une période de 21 ans (1989-2010) : provenant de la station météorologique d'Ain S'khouna (Batna).

6.1. La température :

Les températures moyennes mensuelles et qui caractérisent la région d'étude sont représentées dans le tableau ci-dessous.

Tab.1. Moyennes mensuelles des températures en (°C) de Timgad

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Juin.	Juil.	Août.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.	Moy
T _{min}	0,06	0,49	2,94	5,56	9,87	14,45	17,04	17,28	14,32	10	4,62	1,48	8.21
T _{max}	11,81	13,7	17,17	19,82	25,89	31,73	35,57	34,82	29,07	24,26	17,08	12,73	22.7
T _{moy}	5,49	6,86	10,02	12,83	18,12	23,37	26,57	26,04	21,43	16,66	10,60	6,81	15.45

Ain S'khouna (1989-2010)

Le tableau permet de constater :

- ↻ La température moyenne sur l'ensemble de la période (1989-2010) est de 15.45°C
- ↻ Le mois de janvier est le mois le plus froid avec une température moyenne de 5,49°C et le mois de juillet est le mois le plus chaud avec une moyenne de 26.57°C
- ↻ Ces températures présentent deux saisons constatées, une saison froide s'étalant d'octobre jusqu'à avril et une saison chaude du mois de mai jusqu'à septembre.

6.2. Les précipitations

Les précipitations représentent toutes les météoriques qui tombent à la surface de terre, pluies, neige, grêle et gelé (Soltner, 1999).

Ces divers types de précipitations sont le plus souvent mesurés par le pluviomètre usuel, elles représentent l'épaisseur de la couche d'eau qui resterait sur une surface horizontal s'il n'y avait ni écoulement, ni évaporation (Dajos, 2003).

Les données de la région d'étude sont représentées dans le tableau ci-dessus

Tab.2. Moyennes mensuelles des précipitations de Timgad en (mm)

Mois	jan.	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil.	Aou	Sep	Oct.	Nov	Dec.	Total
Précipitations	33.25	21.2	30.6	36.2	46.2	16.96	7.18	19.4	38.4	22.5	26.26	32.75	331.14
nombre de jours de :													
Pluie	9	9	10	7	8	5	2	4	6	7	8	9	/
Neige	2	2	2	1	0	0	0	0	0	0	1	2	/
Gelée	12	9	6	1	1	0	0	0	0	1	3	11	/
Grêle	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	/
Brouillard	1	1	1	1	0	0	0	0	1	1	1	1	/

Ain S'khouna , (1989-2010)

- ↪ La région reçoit une précipitation moyenne annuelle de 331.14 mm, avec une fréquence maximale de 10 jours, pendant le mois de mars.
- ↪ La gelée est fréquente durant la période de décembre à février de 9 à 12 jours/ mois.
- ↪ La grêle et le brouillard sont négligeables dans notre zone d'étude.

6.3. L'humidité :

C'est la quantité de vapeur d'eau contenue dans un m³ d'air, exprimée en gramme ou bien la tension de la vapeur d'eau contenue dans l'air exprimée en mm de mercure (**Emsalem, 1989**).

Elle dépend de plusieurs facteurs, de la quantité d'eau tombée, du nombre de jours de pluie, de la forme de ces précipitations (orage, ou pluie fine), de la température, des vents et de la morphologie de la station considérée (**Dajoz, 2003**).

L'humidité relative en % est indiquée sur le tableau suivant :

Tab.3. L'humidité relative moyenne en % de Timgad.

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Juin.	Juil.	Août.	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
Humidité relative.	73.66	67.59	62.63	59.4	55.03	45.61	38.51	42.41	56.15	60.44	66.79	73.5

Ain S'khouna (1989-2010).

Ce tableau désigne que

- ↪ L'humidité de l'air ne dépasse pas 75%.
- ↪ Les mois les plus humides sont : octobre, décembre, janvier, février, mars et avril.

6.4. Synthèse climatique :

De nombreux indices et formules ont été élaborés pour caractériser le climat d'une région, ils font intervenir essentiellement, la conjonction température –pluviométrie. Nous avons coutume de représenter les différents climats méditerranéens par le climagramme de Gaussen et par le diagramme d'Emberger.

6.4.1. Diagramme pluviothermique de Gaussen :

Le diagramme pluviothermique de Gaussen permet de déterminer les périodes sèches et humides de n'importe quelle région à partir de l'exploitation des données des précipitations mensuelles et des températures moyennes mensuelles (**Dajoz, 2003**).

Pour Gaussen, un mois est sec si les précipitations sont inférieures à 2 fois la température moyenne.

A partir de ce diagramme nous pouvons faire les observations suivantes :

Le diagramme pluviothermique de la région d'étude pour la période allant de 1989-2010 fait apparaître deux périodes bien distinctes, l'une sèche et chaude s'étalant sur 5 mois, depuis le mois de mai jusqu'au mois d'octobre, et l'autre humide et froide allant d'octobre jusqu'à mai.(Fig. 6).

6.4.2. Climagramme d'Emberger :

Selon **Emberger (1971)**, la région méditerranéenne est subdivisée en cinq étages bioclimatiques.

Pour déterminer l'étage bioclimatique de la zone d'étude, nous avons procédé au calcul du quotient pluviométrique d'**Emberger (Q)** sur la même période (1989-2010).

Ce quotient pluviométrique Q_2 égal à :

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

D' où :

M : moyenne des maxima du mois le plus chaud (**M=35,56 °C**)

m : moyenne des maxima du mois le plus froid (**m=0.6 °C**)

P : précipitations moyennes annuelles.

Donc : **Q=32.81**

Cette valeur rapportée sur le Climagramme d' Emberger permet de classer la région d'étude dans l'étage bioclimatique semi-aride à hiver frais.

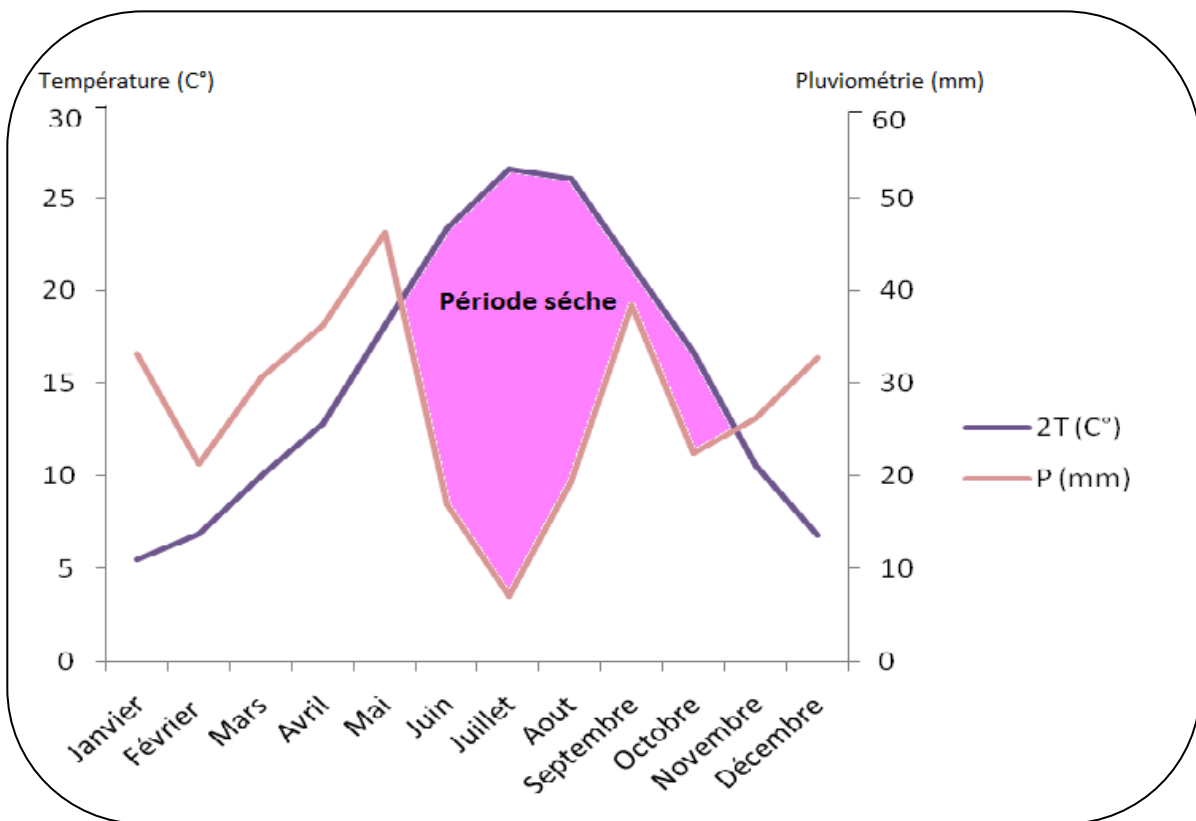


Fig.6. Diagramme pluvio-thermique de la région de Batna (Barrage de Timgad) (1989-2010).

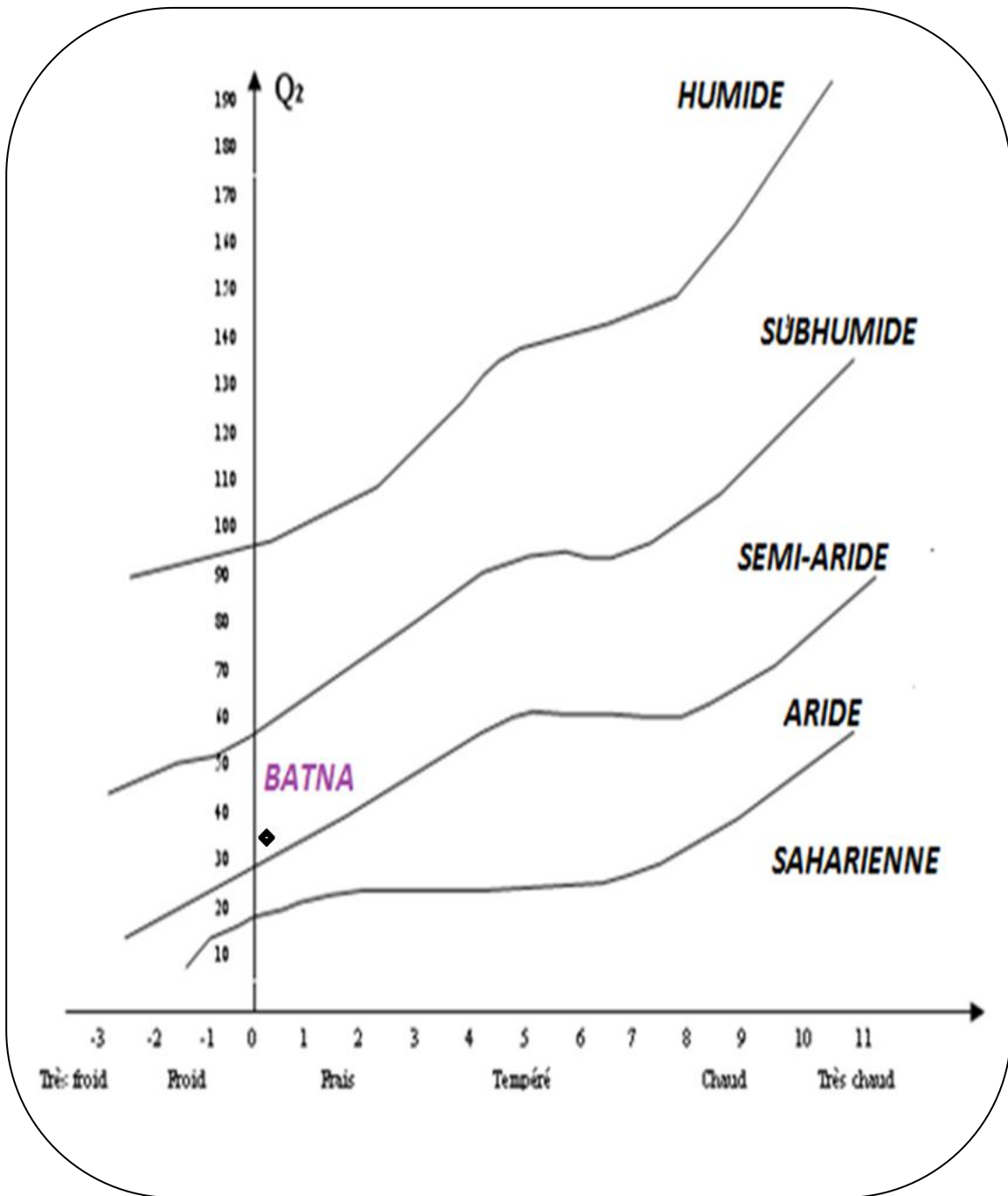


Fig.7. Situation de la région de Batna (Barrage de Timgad) dans le Climagramme d'Emberger (période 1989-2010).

7. L'occupation de sol :

La situation et la configuration géographique confèrent au bassin versant du barrage de Timgad une utilisation de sol constituée principalement de milieux naturels, d'activités agricoles et de pâturages. (Fig.8).

Le bassin versant du barrage de Timgad comprend :

- ↪ Des chaînes de hautes montagnes et des collines occupant la plupart du territoire du bassin versant du barrage Timgad, celle-ci étant couvertes de forêts denses et de maquis.
- ↪ De vastes zones caractérisées par des activités agricoles. Plus du tiers du bassin versant est affecté à la culture céréalière (blé et orge) et de fourragère. Ces terres agricoles couvrent la majeure partie de la région Est du bassin, près de réservoir.
- ↪ De vastes territoires sont consacrés à l'élevage, principalement en périphérie de l'agglomération de Timgad.

Dans le bassin versant, on trouve aussi plusieurs agglomérations notamment celles de Timgad, Oued Taga Et Foum el Toub aucun de celles-ci n'est desservie par une route nationale. Les routes nationales 31, 87 ,88 traversent le bassin versant par des petites agglomérations telles que Sidi Maancer, Bayou, Tasoukt.

Le Tableau 4 présente les superficies des différentes occupations du sol pour les dix communes du bassin versant.

Il ressort que la principale occupation du sol est le milieu naturel (51,5%) ou domine la forêt parfois même dense suivie des activités agricoles (40.7%). (Tecsult, 2008).

Tab.4. Occupation du sol dans le bassin versant du barrage de Timgad

Type d'occupation du sol	Superficie (Km ²)	Occupation du sol (%)
Agglomération	3.8	0.7
Milieu naturel	297.8	51.5
Zone agricole	235.4	40.7
Zone de pâturage	41.6	7.2

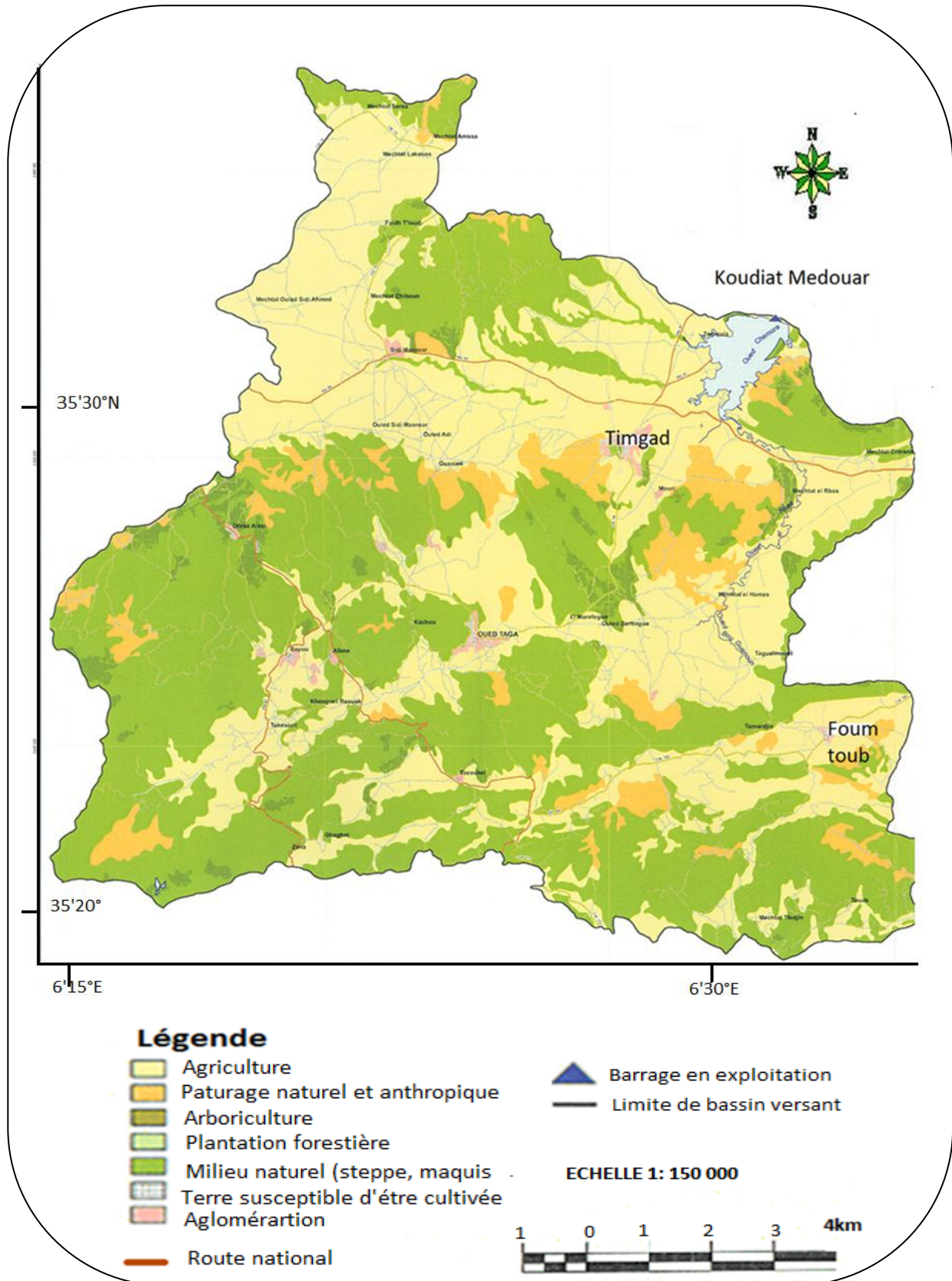


Fig.8. Carte d'occupation du sol du bassin versant de barrage de Timgad (Tecsult, 2008).

8. Le cadre biotique :

8.1. La flore :

Le barrage de Timgad est caractérisé par une végétation herbacée, 27 espèces, appartenant à 11 familles différentes sont recensés (Tab.5). Les composées, les Crucifères, les Malvacées et les poacées sont les familles qui représentent le plus grand nombre d'espèces.

Tab.5. Check-list des espèces végétales inventoriées aux abords du barrage de Timgad ((Houadef et al, 2007).

FAMILLE	NOM SIENTIFIQUE	NOM COMMUN
Chénopodiaceae	<i>Salicornia sp</i>	Salicorne
	<i>Diplotaxis sp</i>	diplotaxis
	<i>Brassica alba</i>	Moutard blanche
	<i>Cruciferaceae spi .ind</i>	
Malvaceae	<i>Malva sylvestris</i>	Grand mauve
	<i>Malva egyptica</i>	
	<i>Malva sp</i>	
Papillonaceae	<i>Retam retam</i>	Retam
	<i>Artimisia herba alba</i>	Armoise blanche
	<i>Atractilise humilis</i>	cardo
	<i>Cichorium sp</i>	Chicorée sauvage
Composeae	<i>Cardundula sp</i>	
	<i>Cardundula arvesis</i>	Boxas des champs
	<i>Cynara scolymus</i>	Artichaut
	<i>Traxacum officinalis</i>	Pissenlit commun
	<i>Traxacum sp</i>	
	<i>Astragalus armatus</i>	
	<i>Urospermum delechiampii</i>	Urosperme de daléchampe
Graminée	<i>Lolium sp</i>	Ray gras
		Faux alfa
	<i>Triticum aestium</i>	Blé tendre
Poaceae	<i>Hordeum murinum</i>	Orge des rats
Labiacée	<i>Marrubium sp</i>	Marube vulgaire
	<i>Rosmarinus officinalis</i>	Romarin officinal
Cristaceae	<i>Centaurea solticialis</i>	Centaurée
Salsolaceae	<i>Spinacia sp</i>	Epinard
Irideae	<i>Iris sp</i>	Iris

8.2. Les phytoplanctons :

Le barrage de Timgad renferme une très grande richesse en phytoplanctons avec 73 espèces appartenant à 33 familles (Tab.6).

Tab.6. Check-list des phytoplanctons recensés dans le barrage de Timgad (Messamah et al, 2009).

classe	ordre	Famille	Espèce
Zygothécées	Desmédiales	Desmidiaceae	<i>Cosmarium sp</i>
			<i>Staurastrum sp</i>
	Zygnématales	Zygnémataceae	<i>Spirogira sp</i>
Chlorophycées	Chlorococcales	Scenedesmaceae	<i>Coelastrum sp</i>
			<i>Scenedesmus</i>
			<i>Oocystis sp</i>
			<i>Pediastrum sp</i>
			<i>Tetracystis sp</i>
			<i>Tetraedron sp</i>
			<i>Chlorella sp</i>
			<i>Sphaerocystis sp</i>
	Volvocales	Volvocaceae	<i>Eudorina sp</i>
			<i>Pandorina sp</i>
<i>Chlamydomonas sp</i>			
	Chlamydomonadales		<i>Carteria sp</i>
Charophycées		Peniaceae	<i>Closterium sp</i>
Diatomophycées	Naviculales	Naviculaceae	<i>Amphipleura sp</i>
			<i>Frustulia sp</i>
			<i>Gyrosigma sp</i>
			<i>Gomphonema sp</i>
			<i>Cymbelle sp</i>
			<i>Navicula sp</i>
			<i>Diploneis sp</i>
			<i>Pinnlaria sp</i>
			<i>Stauroneis sp</i>
			<i>Amphora sp</i>
		<i>Caloneis sp</i>	
		Pleurosigmataceae	<i>Pleurosigma sp</i>
		Surirellaceae	<i>Cymatopleura sp</i>
			<i>Surirella sp</i>
		<i>Rhopalodia sp</i>	
		<i>Epithemia sp</i>	

		Diploneidaceae	<i>Diploneise sp</i>
		Nitzschiaceae	<i>Nitzschia sp</i>
	Coscinodiscales	Coscinodiscaceae	<i>Melosira sp</i>
			<i>Cyclotella sp</i>
			<i>Stephanodiscus sp</i>
			<i>Coscinodiscus sp</i>
	Diatomales	Diatomaceae	<i>Synedra sp</i>
			<i>Tabellaria sp</i>
	Achnanthes	Achnanthaceae	<i>Achnanthes sp</i>
			<i>Cocconeis sp</i>
	Cymbellales	Cymbellaceae	<i>Amphiprora sp</i>
	Eunotiales	Eunotiaceae	<i>Eunotia sp</i>
	Biddulphiales	Chaetoceraceae	<i>Chaetoceros sp</i>
	Licmophorales	Licmophoraceae	<i>Licmophoraceae sp</i>
	Fragiliales	Fragiliaceae	<i>Diatoma sp</i>
			<i>Meridion sp</i>
			<i>Asterionella sp</i>
	Thalassiosirales	keletonemataceae	<i>Thalassionema sp</i>
	Surirellales	Antomoneidaceae	<i>Entomoneis sp</i>
	Rhizosoleniales	Rhizosoleniaceae	<i>Ursolenia sp</i>
Chrysophycées	Ochromonadales	Dinobryaceae	<i>Dinobryon sp</i>
		Synuraceae	<i>Spiniferomonas sp</i>
			<i>Synura sp</i>
Cyanophycées	Oscillatoriles	Oscillatoriaceae	<i>Phormidium sp</i>
			<i>Lyngbya sp</i>
			<i>Oscillatoria sp</i>
	Chroococcales	Chroococcaceae	<i>Microcystis sp</i>
			<i>Merismopedia sp</i>
			<i>Synerchocystis sp</i>
	Nostocales	Nostocaceae	<i>Anabaena sp</i>
Euglénophycées	Euglenales	Euglenaceae	<i>Euglena sp</i>
			<i>Phacus sp</i>
Dinophycées	Péridiniales	Gymnodiniaceae	<i>Gymnodinium sp</i>
		Cératiaceae	<i>Ceratium sp</i>
		Peridiniaceae	<i>Peridinium sp</i>
		Pyrophacaceae	<i>Pyrophacus sp</i>
			<i>Proto-peridinium sp</i>
	Gonyaulacales	Gonyaulaceae	<i>Gonyaulax sp</i>
			<i>Alexandrium sp</i>
Prasinophycées	Chlorodendrales	Chlorodendraceae	<i>Scherffelia sp</i>
			<i>Tetraelmis sp</i>

8.3. Les oiseaux :

Le barrage de Timgad abrite un peuplement avien riche et diversifié, Il comprend 28 espèces appartenant à 9 ordres et en 12 familles différentes. Les espèces protégées sont au nombre de 5 (Tab. 7).

Tab. 7. Check-list des espèces aviaires recensées dans le barrage de Timgad (Houadef et al, 2007).

Ordre	Famille	espèce
Podicipediformes	Podicipedidae	<i>Podiceps cristatus</i> (linnaeus ;1758)
		<i>Tachybaptus ruficollis</i> (pallas,1764)
Pélécaniformes	Phalacrocoracidae	<i>Phalacrocorax carbo</i> (linnaeus,17
Ciconiiformes	Ardeidae	<i>Ardea cinerea</i>
		<i>Bubulcus ibis</i>
		<i>Egretta alba</i>
		<i>egretta garzetta</i>
Ansériformes	Anatidae	<i>Anas acuta</i>
		<i>Anas platyrhynchos</i>
		<i>Anas strepera</i>
		<i>Anas clypeata</i>
		<i>Anas penelope</i>
		<i>Aythya ferina</i>
		<i>Aythya nyroca</i>
		<i>Tadorna tadorna</i>
		<i>Tadorna ferruginea</i>
Falconiformes	Accipitridae	<i>Buteo rufinus</i>
Gruiformes	Rallidae	<i>Fulica atra</i>
Charadriiformes	Recurvirostridae	<i>Himantopus himantopus</i>
	Scolopacidae	<i>Tringa totanus</i>
		<i>Tringa nebularia</i>
Lariformes	Laridae	<i>Larus ridibundus</i>
		<i>Larus argentatus</i>
Passeriformes	Alaudidae	<i>Lullula arborea</i>
	Motacillidae	<i>Motacilla flava</i>
	Covidae	<i>Corvus corax</i>

8.4. Poissons, amphibiens et des reptiles :

L'inventaire des poissons, amphibiens et des reptiles du barrage de Timgad a révélé l'existence de 6 espèces répartis en 3 ordres et en 4 familles différentes (Tab.8)

Tab.8 .Check-list des poissons, amphibiens et des reptiles Dans le Barrage de Timgad (Houadef et al, 2007).

Classe	Ordre	Famille	Espèce
Actinopterygii	Cyprinoformes	Cyprinidae	<i>Cyprinus carpio</i>
			<i>Barbus barbus</i>
Amphibia	Anoura	Bufonidae	<i>Bufo maritanicus</i>
		Ranidae	<i>Rana ridibunda</i>
			<i>Rana esculenta</i>
Reptila	Squamata	Colubridae	<i>Natrix maura</i>

8.5. Les invertébrés :

L'embranchement des Arthropodes est quantitativement le plus important en espèces. La classe des insectes est la mieux représentée dans la zone d'étude avec 97 espèces et les ordres des Coléoptères et Hyménoptères prédominent (Tab.9).

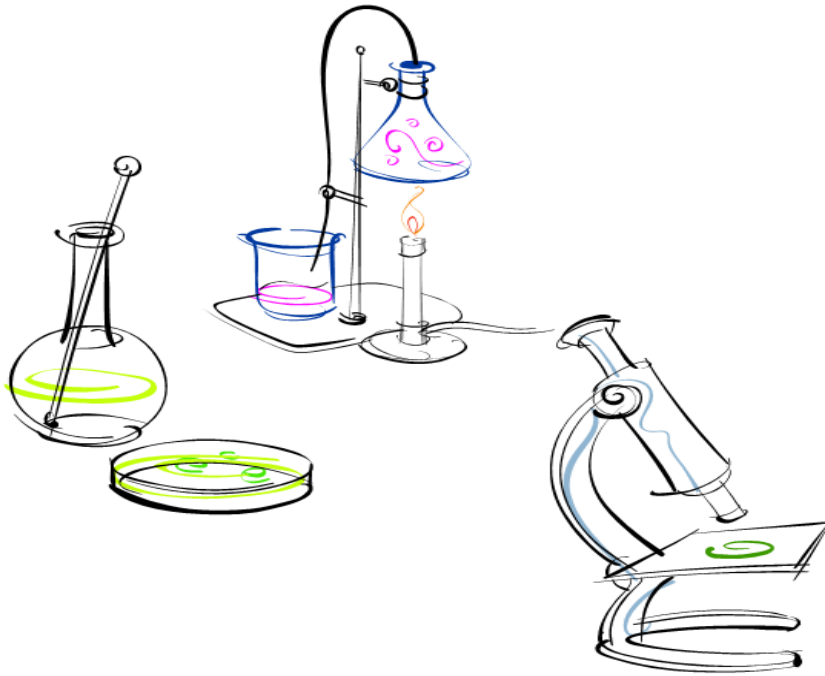
Tab.9. Check-list des espèces d'invertébrés recensées dans le barrage de Timgad (Houadef et al, 2007).

Classe	Ordre	Famille	Espèces
Arachnida	Aranea	Araneidae	<i>Aranaeus sp</i>
			<i>Araneidae sp.ind</i>
Myriapoda	Chilopoda	Scolopendridae	<i>Scoloendra cingulata</i>
Crustacea	Isopoda	Onistidae	<i>Lestes viridis</i>
Insecta	Odonata	Coenagrionidae	<i>Anax imperator</i>
			<i>Enallagma sp</i>
		Libellulidae	<i>Crocothemis arythraeae</i>
		Odonata ind	<i>Odonata sp.ind »</i>
	Dermaptera	Labiduridae	<i>Labidura riparia</i>
		Forficulidae	<i>Forficula auricularia</i>
	Orthoptera	Gryllidae	<i>Gryllus sp</i>
			<i>Gryllidae sp .ind</i>
		Acrididae	<i>Aiolopus sp</i>
			<i>Calliptamus barbarus</i>
<i>Sphingonotus rubescens</i>			
	<i>Acrididae sp .ind</i>		

	Heteroptera	Pentatomidae	<i>Pentatoma sp</i>
		Coreidae	<i>Coreus sp</i>
		Tingidae	<i>Stephanitis sp.</i>
		Lygaeidae	<i>Lygaeus militaris</i>
		Notonectidae	<i>Notonecta sp</i>
		Pyrrhocoridae	<i>Pyrrhocoris apterus</i>
		Geocoridae	<i>Geocoris sp</i>
	Homoptera	Cicadellidae	<i>Cicadella sp</i>
	Coleoptera	Carabidae	<i>Calathus melanocephalus</i>
			<i>Calathus sp</i>
			<i>Zabrus sp</i>
			<i>Carabidae sp. ind</i>
		Nebriidae	<i>Nebria brevicollis</i>
			<i>Nebria sp</i>
		Scaritidae	<i>Scarites buparius</i>
			<i>Scarites sp</i>
		Silphidae	<i>Silpha opaca</i>
			<i>Silpha sp</i>
			<i>Silphidae sp .ind</i>
		Staphylinidae	<i>Staphylinus olens</i>
			<i>Staphylinus sp</i>
		Histeridae	<i>Hister sp</i>
		Elateridae	<i>Elateridae sp. ind</i>
		Buprestidae	<i>Buprestidae sp .ind</i>
		Coccinellidae	<i>Adonia variegata</i>
			<i>Coccinella septempunctata</i>
			<i>Epilachna ergus</i>
Scarabeida		<i>Onthophagus sp</i>	
		<i>Rhizotrogus sp</i>	
		<i>Scarabeidae sp .</i>	
Cetonidae		<i>Oxythyrea funesta</i>	
		<i>Cetonidea sp</i>	
Cerambycidae		<i>Cerambycidae sp</i>	
Chrysomelidae		<i>Cassida sp</i>	
		<i>Capnodis sp</i>	
	<i>Chrysomelidae sp</i>		
Tenebrionidae	<i>Pimelia sp</i>		
	<i>Asida sp</i>		
Curculionidae	<i>Apion sp</i>		
	<i>Lixus sp</i>		

		<i>Cleonus sp</i>
		<i>Curculionidae sp</i>
Hymenoptera	Aphididae	<i>Aphis sp</i>
	Mutillidae	<i>Dasylabris maura</i>
	Formicidae	<i>Cataglyphis bocolor</i>
		<i>Messor barbara</i>
		<i>Tipinoma simrothi</i>
		<i>Tetramorium biskrensis</i>
	Sphecidae	<i>Ammophila sp</i>
		<i>Sphex maxiillosus</i>
	Vespidae	<i>Eumenes sp</i>
		<i>Polistes gallicus</i>
	Halictidae	<i>Halictus scabiosae</i>
		<i>Halictus sp</i>
	Melittidae	<i>Dasypoda sp</i>
	Megachilidae	<i>Megachile sp</i>
	Apidae	<i>Bombus terrestris</i>
		<i>Bombus sp</i>
<i>Anthrophora sp</i>		
<i>Apis mellifera</i>		
	<i>Apidae sp</i>	
Echneumonoidae	<i>Agriothypus sp</i>	
Lepidoptera	Pieridae	<i>Pieris brassicae</i>
	Nymphalidae	<i>Vanessa cardui</i>
		<i>Nymantria sp</i>
Lymantriidae	<i>Lymantriidae sp ind</i>	
Diptera	Culicidae	<i>Culex pipiens</i>
		<i>Culex sp</i>
		<i>Culicidae sp ind</i>
	Tabanidae	<i>Tabanus sp</i>
		<i>Tabanidae sp .ind</i>
	Asilidae	<i>Asilidae sp.</i>
		<i>Asilus sp</i>
	Muscidae	<i>Musca domestica</i>
		<i>Musca sp</i>
		<i>Muscidae sp. ind</i>
	Calliphoridae	<i>Lucilia sp</i>
	Sarcophagidae	<i>Sarcophaga sp</i>
		<i>Sarcophagidae sp .ind</i>
	Diptera ind	<i>Diptera sp.ind</i>

Chapitre II



Matériel et méthodes

1. L'échantillonnage de l'eau :

Pour évaluer la qualité microbiologique et physico-chimique des eaux du barrage de Timgad ; trois stations de prélèvements ont été choisies (Fig.9).

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté. Ce dernier conditionne les résultats analytiques et l'interprétation qui en sera donnée. (Rodier *et al*, 2009).

L'objectif est d'obtenir un échantillon aussi représentatif que possible de l'eau à examiner sans contamination ni modification. Des précautions doivent être présentés à trois niveaux : le matériel de prélèvement, le mode de prélèvement, le transport et la conservation des échantillons (Rejsek, 2002).

1.1. Matériel et mode de prélèvement :

☞ Pour l'analyse bactériologique

Les échantillons sont prélevés au moyen des flacons en verre préalablement stérilisés à la chaleur humide (autoclave) en le maintenant à une température de 120°C, pendant au moins 20'.

Les prélèvements de l'eau ont été effectués en prolongeant le flacon à une profondeur de 30 à 50 cm. Pour éviter une contamination aérienne, une fois remplis, Le flacon est bouché en immersion (Bourgois *et al*, 1980).

☞ Pour l'analyse physico-chimique

Elle ne pose pas des problèmes particuliers, des flacons en plastiques (polyéthylène) sont suffisants et le volume du prélèvement est de un litre pour une analyse complète. Les flacons seront rincés avec de l'eau à analyser puis remplis jusqu'au bord. L'échantillon peut être gardé pendant quelques jours mais il est préférable d'effectuer le dosage des éléments chimiques le plus tôt possible.

1.2. Transport et conservation des échantillons :

Après le prélèvement, Il est essentiel que les échantillons soient clairement étiquetés et que les étiquettes soient lisibles et indétachables. Dans ces derniers, on doit noter avec précision; la date, l'heure, les conditions météorologiques, un numéro et toutes circonstances anormales (**Lightfoot, 2002**), et les envoyés au laboratoire dans une glacière (4 °C) ou les analyses sont effectuées le jour même si s'est possible.

1.3. Caractéristiques des points de prélèvement :

Les caractéristiques des points de prélèvement sont résumées dans le tableau suivant :

Tab.10. Caractéristiques des points de prélèvement.

Point de prélèvement	Cordonnés géographiques	Caractéristiques
1 ^{ier} station	6.5147° 35,5138°	Située en amont du barrage. Faible profondeur et bordée par une aire de jeux et de loisirs.
2 ^{eme} station	6,5062° 35,5152°	Située en amont du barrage. Présence d'une couverture végétale constituée essentiellement de cultures céréalières.
3 ^{eme} station	6,5192° 35,5330°	Située en aval du barrage, à proximité de la digue, la profondeur de l'eau est importante. Accès difficile.

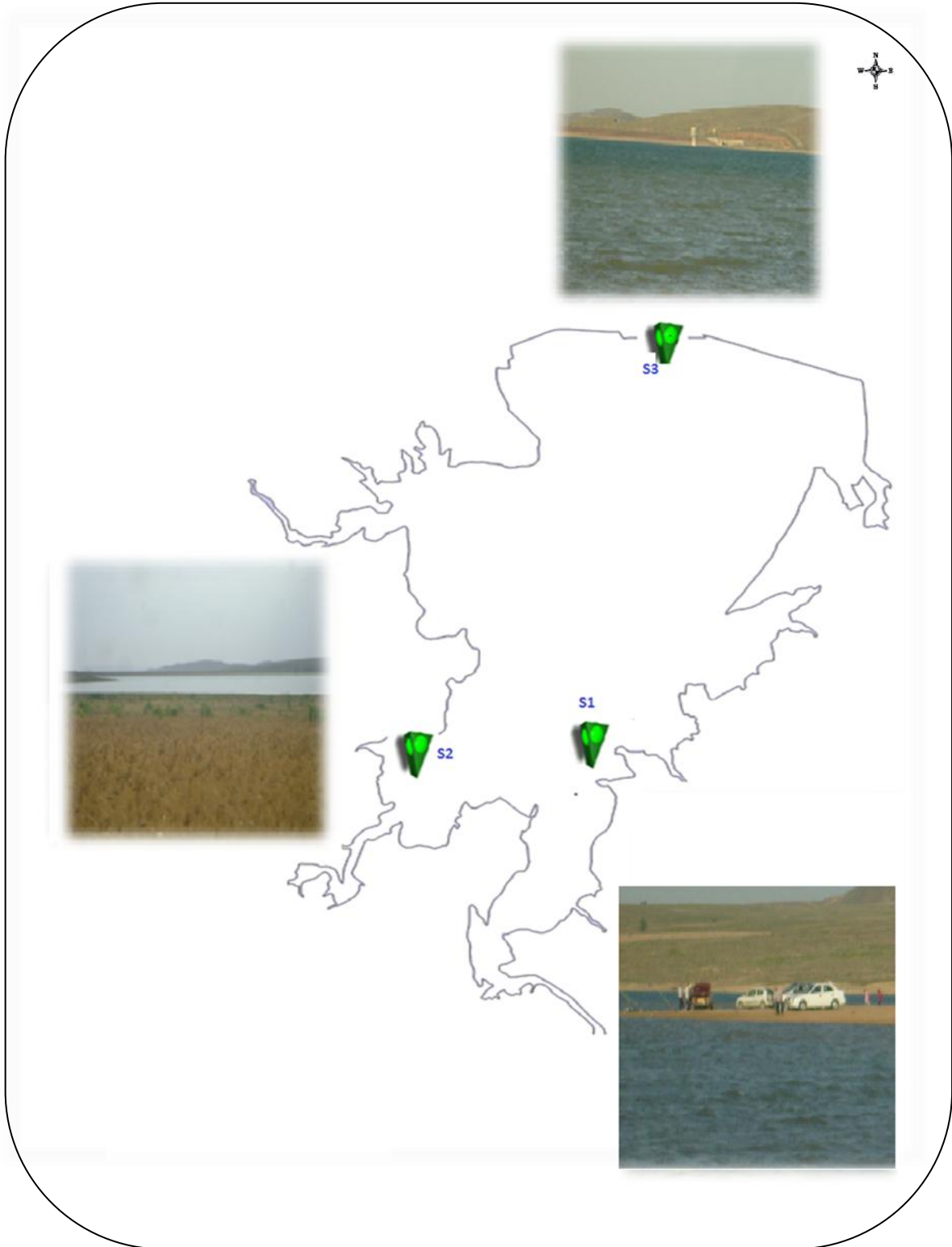


Fig.9. : Situation géographique des points de prélèvement

1.4. Nature et période de prélèvement :

Nous nous sommes intéressés à la détermination de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau du barrage Timgad.

La période d'échantillonnage est située entre le mois de février et le mois d'octobre 2011. Les prélèvements ont été effectués le matin (8h00), (Tab.6).

Tab.11. Nature et période du prélèvement

Nature du prélèvement	Période des prélèvements	Types d'analyses effectuées
Eau du barrage de Timgad	Février 2011 Mai 2011 Juillet 2011 Octobre 2011	Analyses physicochimiques et bactériologiques

- ↪ Les analyses bactériologiques ont été réalisées au niveau du laboratoire d'hygiène de l'Hôpital (CHU) de Batna et le laboratoire d'hygiène de l'Hôpital d'Oum El Bouaghi.
- ↪ Les analyses physico-chimiques, ont été réalisées dans le laboratoire de recherche des ressources naturels et aménagement des milieux sensible (RNAMS) de l'université d'Oum El Bouaghi

2. Analyses bactériologiques :

Le principe général des techniques des analyses microbiologiques des eaux consiste à ensemençer une quantité connue d'eau à analyser sur un milieu de culture adapté, solide ou liquide. On suppose que, pendant l'incubation, chaque microorganisme présent se développe pour donner soit une colonie visible sur un milieu solide, soit des changements d'apparence dans un milieu liquide, essentiellement un trouble de celui-ci.

Le choix d'une technique dépend de la nature des microorganismes recherchés, de celle de l'eau et des raisons qui sont conduit à l'analyse (**Rejsek, 2002**).

Le Matériel :

Pour effectuer les analyses microbiologiques, nous avons utilisé le matériel classique d'un laboratoire de bactériologie: étuve à 37 °C, autoclave, tubes à essai, portoir pour tubes à essai, des boîtes de Pétri, anse de platine, pipettes Pasteur, pipettes graduées, bec Bunsen et des milieux de culture liquides et solides, ainsi que plusieurs réactifs (**Annexe 1**).

2.1. Dénombrement des germes totaux (GT) :

La flore mésophile aérobie totale (FTAM) ou encore germes revivifiables est constituée d'un ensemble de microorganismes variés correspondant aux germes banals de contamination (il s'agit de groupe microbien qu'il n'est pas toujours nécessaire de définir au plan taxonomique). Le dénombrement des germes aérobies mésophiles est utilisé comme indicateur de pollution (**Rodier, 2009**).

La recherche et le dénombrement des germes revivifiables se réalise à une température de 37°C afin de cibler les microorganismes à tendance mésophiles (Fig.10).

a. Mode opératoire

- ↻ Agiter soigneusement le flacon d'échantillon.
- ↻ Prélever ensuite, stérilement 1 ml de l'échantillon et procéder aux dilutions.
- ↻ Placer un volume de prise d'essai de 1 ml de l'échantillon ou de ces dilutions dans le fond d'une boîte de pétri.
- ↻ Ajouter 19 ml de gélose TGEA (tryptophane glucose à l'extrait de levure) fondue. Nous effectuons des mouvements circulaires et de va-et-vient des boîtes pour assurer un bon mélange. sans faire de bulles d'air et sans mouiller les bords de la boîte.
- ↻ Le temps entre l'addition de la prise d'essai et l'addition de la gélose ne doit pas dépasser 15 minutes.
- ↻ Laisser les boîtes solidifier sur la paillasse.
- ↻ Les boîtes sont incubées en position renversée à 37°C pendant 48 h (**Rejsek, 2002**).

b. Expression des résultats

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

Les résultats sont exprimés sous cette forme : nombre de germes par ml (**Labres et al, 2008**).

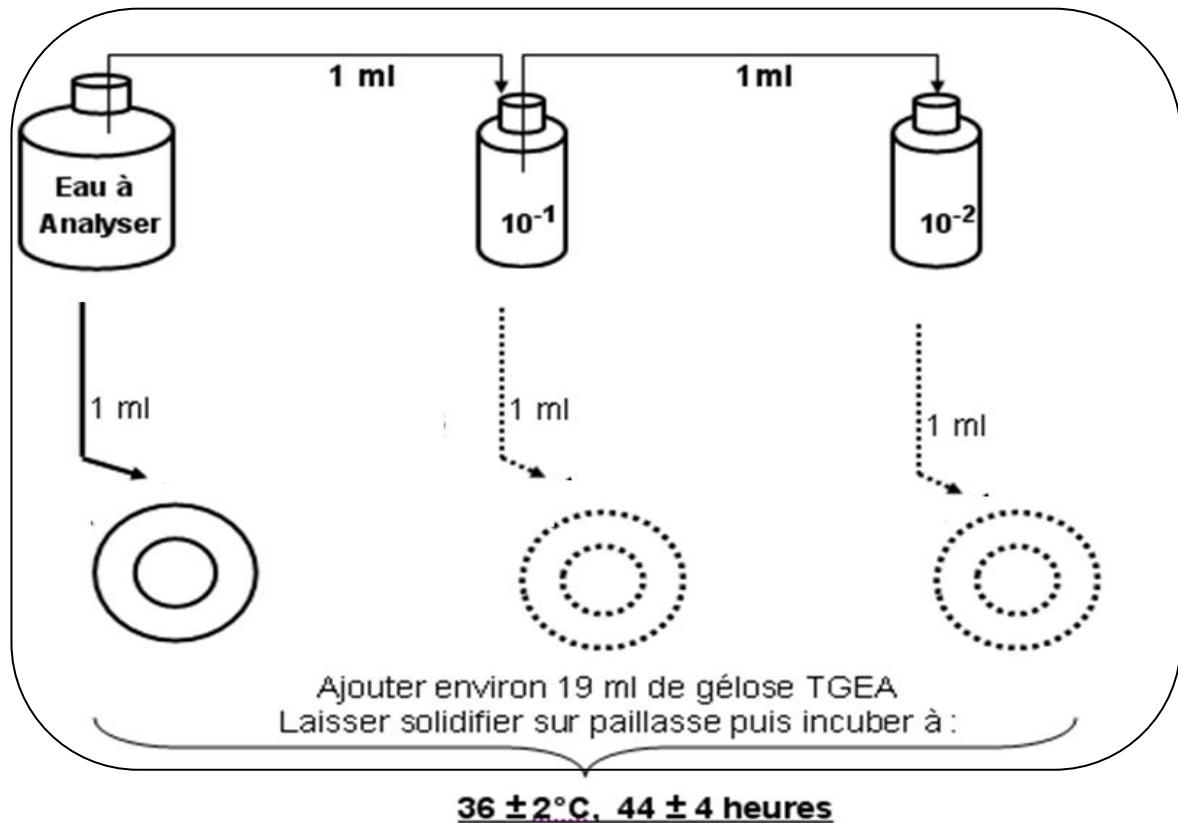


Fig. 10. Recherche et dénombrement des micro-organismes revivifiants à 37°C dans les eaux.

2.2. Recherche et dénombrement des germes témoins de contamination fécale: Par méthode d'ensemencement sur milieu liquide (NPP) :

↪ Principe :

Cette méthode est une estimation statistique du nombre de micro-organismes supposés distribués dans l'eau de manière parfaitement aléatoire (loi de Poisson). Dans ce type de méthode, les bactéries se multiplient librement dans le milieu liquide. En cas de présence, l'ensemble du milieu liquide inoculé vire à la « positivité » (trouble ou virage de l'indicateur). (**Rodier, 2009**)

2.2.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux, coliformes fécaux avec l'identification d'*Escherichia coli* :

La recherche des coliformes ainsi que l'identification d'*Escherichia coli* ont été réalisés selon la technique de la colimétrie en milieu liquide qui comporte deux étapes (Fig.11)

- La recherche présomptive des coliformes totaux.
- La recherche confirmative des coliformes fécaux et d'*Escherichia coli*.

Le dénombrement est effectué suivant la méthode du nombre le plus probable (NPP)

◆ Mode opératoire

a. Test présomptif :

Il est effectué en utilisant le bouillon Lactosé au Bromocrésol Pourpre (BCPL). Les tubes sont munis de cloches de Durham pour déceler le dégagement éventuel du gaz dans le milieu.

Sur milieu (BCPL) Ensemencer

- ↻ 3 tubes de BCPL à double concentration (D/C) avec 10 ml de l'eau à analyser
- ↻ 3 tubes de BCPL à simple concentration (S/C) avec 1 ml de l'eau à analyser
- ↻ 3 tubes de BCPL à simple concentration (S/C) avec 0.1 ml de l'eau à analyser

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

Les tubes présentant un aspect trouble de couleur jaune et du gaz dans la cloche, sont considérés comme positif autrement dit pouvant contenir des coliformes totaux. Noter le nombre de tubes positifs dans chaque série et se reporter à la table de Mac Grady (Méthode 1.3.3) (**annexe 2**) pour obtenir le nombre de coliformes totaux présents dans 100 ml d'eau à analyser.

b. Test confirmatif :

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 37°C pendant 24 à 48 h. 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'un anneau rouge à la surface du tube. Noter le nombre des tubes positifs et exprimer le résultat selon la table de Mac Grady pour déterminer le nombre le plus probable (NPP) de coliformes fécaux par 100 ml de l'échantillon (**Labres, 2006**).

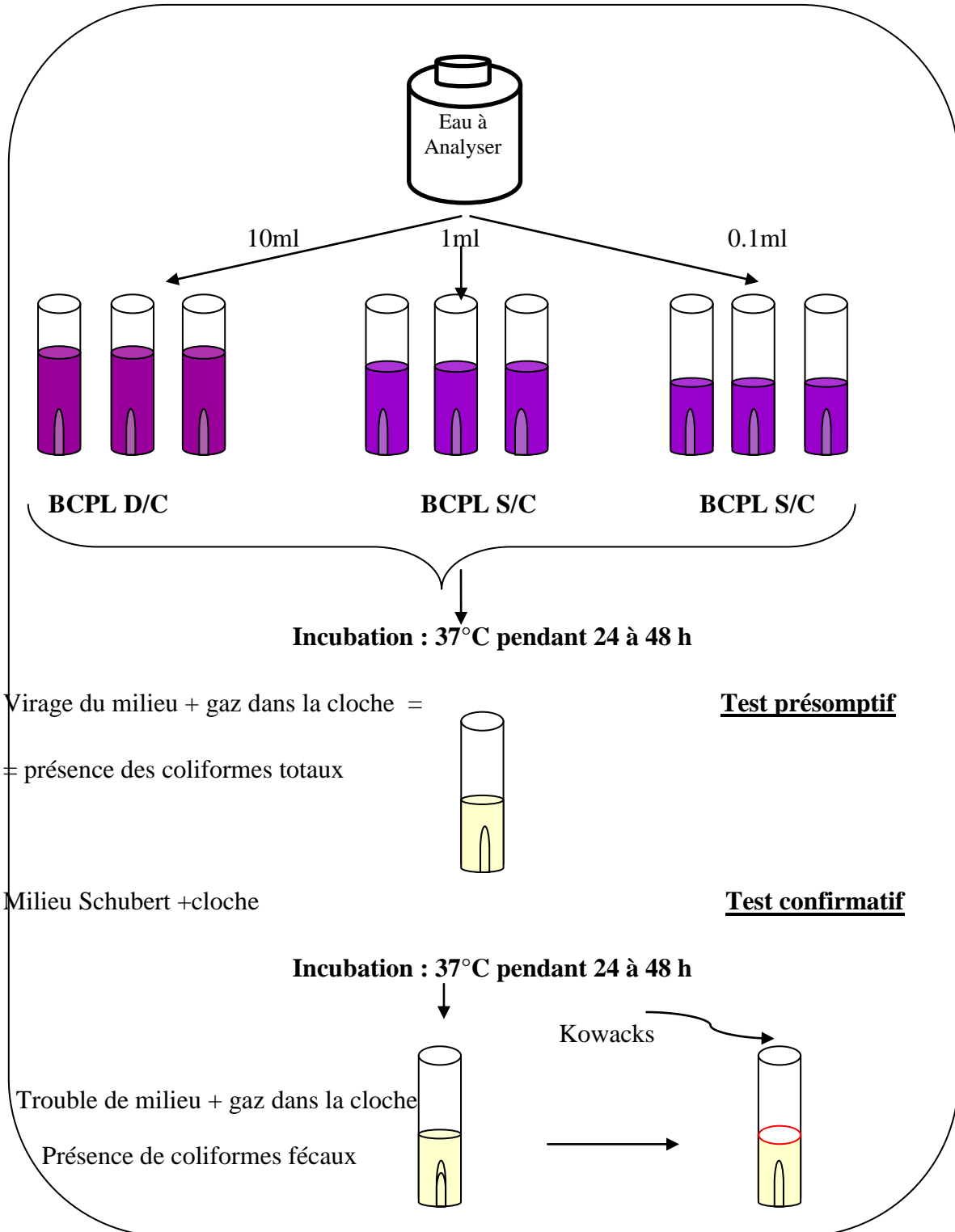


Fig.11. Recherche et dénombrement des coliformes.

2.2.2. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux :

Les streptocoques fécaux sont des bactéries Gram positif, sphériques à ovoïdes, formant des chainettes, non sporulées, catalase négative, possédant l'antigène de groupe D (Rejsek, 2002).

La recherche et le dénombrement des Streptocoques fécaux sont réalisés selon la technique d'ensemencement en milieux liquides. Les milieux utilisés sont : le milieu de Rothe simple et double concentration, qui contient comme agent sélectif l'azide de sodium (inhibiteur de la flore secondaire Gram négatif) et le milieu Eva-Litsky qui renferme en plus de l'azide de sodium une faible concentration de cristal violet qui freine le développement des bactéries Gram positif (Bendjama, 2007).

La Recherche et le dénombrement des streptocoques fécaux se fait aussi en deux tests (Delaress, 2003) (Fig.12).

a. Test présomptif :

Sur milieu de Rothe Ensemencer :

- ↪ 3 tubes de Rothe à double concentration (D/C) avec 10 ml de l'eau à analyser
- ↪ 3 tubes de Rothe à simple concentration (S/C) avec 1 ml de l'eau à analyser
- ↪ 3 tubes de Rothe à simple concentration (S/C) avec 0.1 ml de l'eau à analyser
- ↪ Incuber à 37 °C pendant 24 h

Les tubes présentant un trouble bactérien sont considérés comme pouvant contenir des streptocoques du groupe D.

b. Test confirmatif :

- ↪ Agiter les tubes présentant un trouble, présumés positifs
- ↪ Repiquer une anse de contenu de chacune de ces tubes dans un tube de milieu Eva-Litsky.
- ↪ Incuber à 37°C pendant 24 h. Les tubes présentant un trouble homogène et une pastille Blanchâtre au fond du tube contiennent au moins un streptocoque D

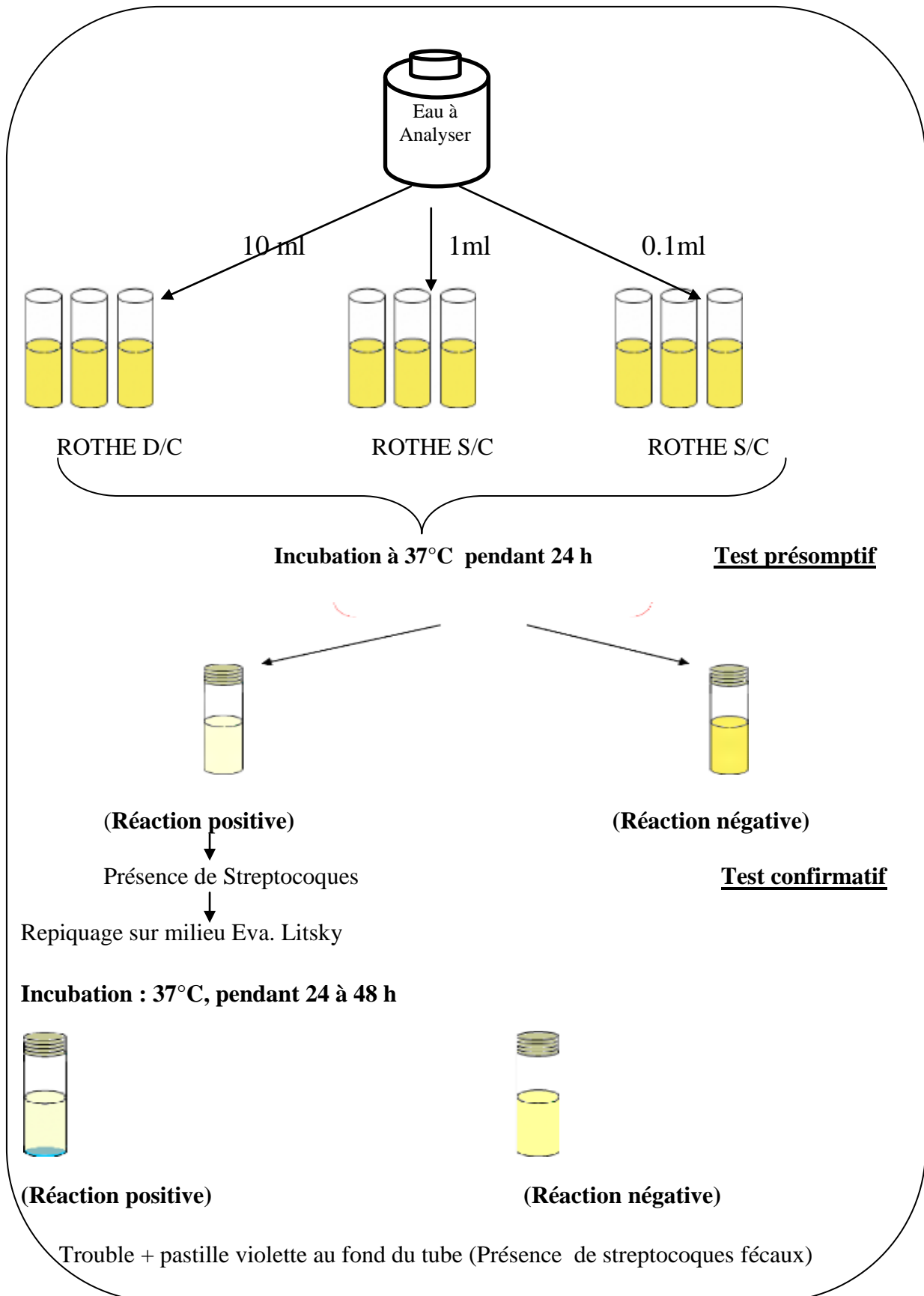


Fig. 12. Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux.

c. Expression des résultats :

Exprimer ensuite le nombre de streptocoques fécaux pour 100 ml en utilisant la table de Mac Grady pour déterminer le nombre le plus probable (NPP).

2.3. Recherche et dénombrement des spores d'Anaérobies Sulfito-Réductrices :

Méthode par incorporation en gélose en tubes profonds :

Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) sont des bacilles à Gram positif sporulés, anaérobies stricts (Avrill *et al.* 1992). Leur nomination est due au fait que ces espèces sont capable de produire de l'hydrogène sulfuré H₂S à partir du sulfite de sodium présent dans le milieu, celui ci se combine avec du d'Alun de Fer pour donner des sulfures de fer noir; c'est le cas par exemple de gélose viande foie (Delaress, 2003).

a. Mode opératoire :

Prendre environ 25 ml de l'eau à analyser dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 80°C pendant 8 à 10 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes, puis refroidir rapidement sous l'eau de robinet.

Répartir ensuite le contenu de ce tube, dans 4 tubes stériles, à raison de 5 ml par tube. Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose Viande Foie, fondue puis refroidie, additionnée une ampoule d'Alun de Fer et une ampoule de Sulfite de sodium.

Mélanger doucement sans incorporer de bulles d'air. Laisser solidifier sur la pailleuse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 37°C pendant 24 à 48 h (Fig. 13).

b. Lecture et interprétation des résultats :

La première lecture doit absolument être faite à 16 h, car très souvent les colonies des ASR sont envahissantes auquel cas on se trouverait en face d'un tube complètement noir rendant ainsi l'interprétation difficile voire impossible et l'analyse sera à refaire en utilisant des dilutions décimales de 10⁻¹ voire 10⁻². La deuxième lecture se fera à 24 h et la troisième et la dernière à 48 h.

Il est donc impératif de repérer et de dénombrer toutes les colonies noires poussant en masse et de rapporter le total des colonies à 20 ml d'eau à analyser. (Lebres, 2006).

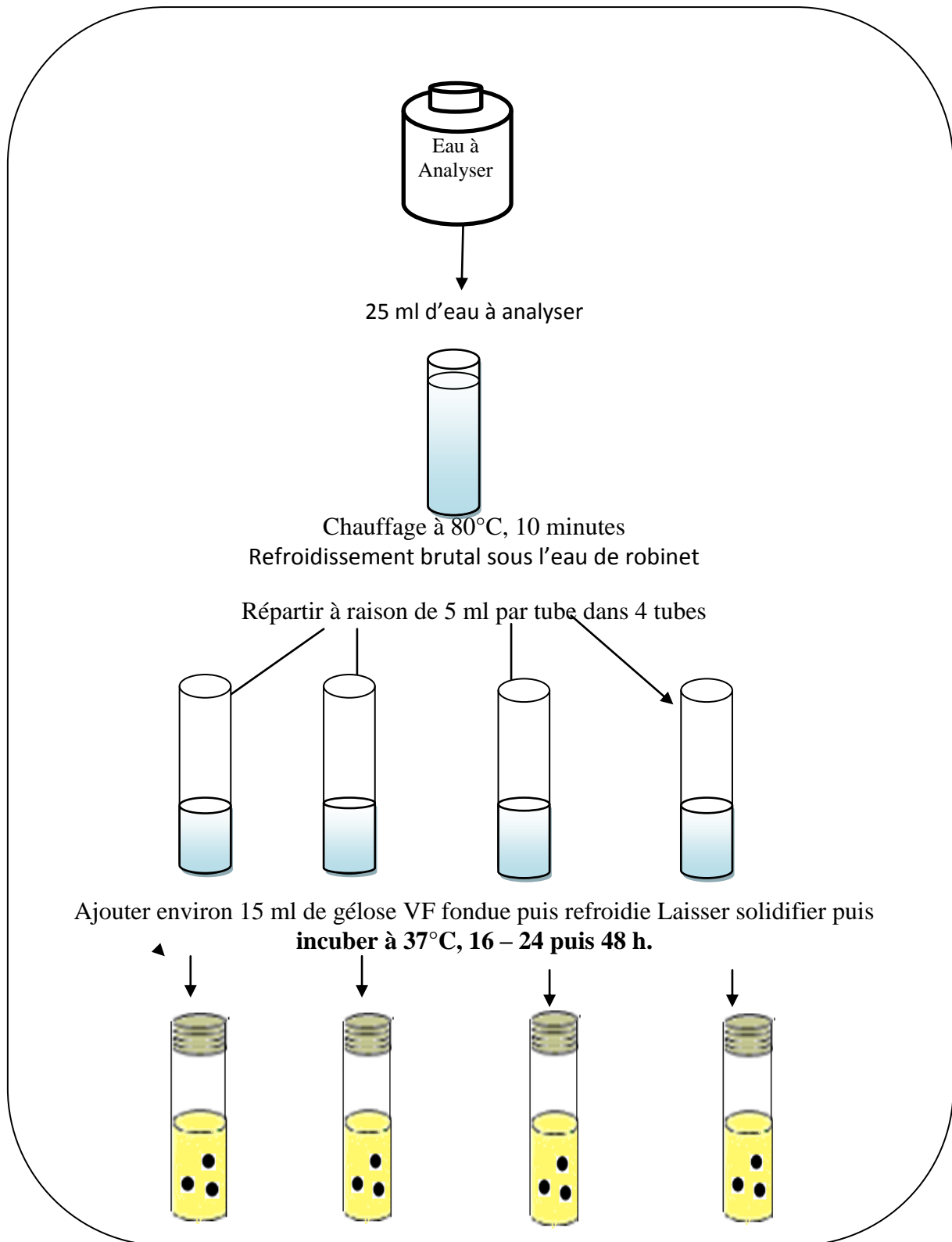


Fig.13. Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfito-réducteurs(ASR)

2.4. Recherche des germes pathogènes :

Il existe une grande variété de bactéries pathogènes ou potentiellement pathogènes (opportunistes) pour l'homme dans l'eau. Celles-ci vivent ou survivent dans l'environnement, soit provenant des rejets humains, éliminées par des sujets malades ou des porteurs sains, soit étant autochtones et pouvant s'adapter à l'homme, Leur recherche dans les eaux n'est pas systématique. En effet, leur présence en quantité généralement faible ainsi que leurs exigences métaboliques les rendent difficiles à isoler et dénombrer. (Rodier et al, 2009).

2.4.1. Recherche de *Salmonella* :

Les *Salmonella* sont des Entérobactéries qui se présentent sous forme de bacilles Gram (-), aéroanaérobies facultatifs, mobiles, asporulées, catalase (+), oxydase (-), nitrates réductase (+), ne fermentant pas le lactose, mais fermentent le glucose avec production de gaz et de H₂S (Prescott et al, 2003).

La recherche des Salmonelles comporte plusieurs étapes :

a. Premier Enrichissement :

Le premier enrichissement s'effectue sur le milieu de Sélénite–Cystéine double concentration (D/C) réparti à raison de 100 ml par flacon. Ce dernier sera doncensemencé à l'aide de 100 ml d'eau à analyser, puis incubé à 37°C pendant 18 à 24 h (Fig. 14).

b. Deuxième enrichissement et Isolement :

Ce flacon fera l'objet :

- ↳ d'un deuxième enrichissement sur milieu Sélénite en tubes à raison de 0,1 ml
- ↳ et d'un isolement sur gélose Hektoén.

L'incubation se fait donc à 37°C pendant 24 h.

c. Lecture des boîtes :

Les boîtes de gélose Hektoén subira une lecture en tenant compte que les *Salmonella* se présentent le plus souvent sous forme de colonies de couleur bleues ou vertes à centre noir (Rodier et al, 2009).

d. Confirmation :

Les colonies obtenues feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- ↪ Coloration de Gram (bacilles Gram négatifs).
- ↪ Ensemencement d'un tube de milieu triple Sugar Iron Agar TSI
- ↪ Identification biochimique par l'API20E

2.4.2. Recherche de *Shigella* :

Les *Shigella* sont des Entérobactéries lactose (-), à faible pouvoir métabolique, toujours immobile, elles sont génotypiquement très voisines des *Escherichia*, sont toujours pathogène, leur principal réservoir est l'homme (**Guiraud et al, 2004**).

a. Mode opératoire :

La gélose SS est le milieu sélectif pour la recherche des *Shigella*, qui contient 3 trois inhibiteurs : sels biliaires, vert brillant forte concentration en citrates de sodium, ceux-ci empêchent la pousse de toutes bactéries Gram positive, et rendent difficile la croissance des bactéries Gram (-) autres que *Salmonella* et *Shigella*.

Ensemencer en strie des boîtes gélosées de SS à partir de l'eau à analyser

Incuber à 37° pendant 24 à 48 h.

b. Lecture et interprétation :

Après incubation, observer la couleur des colonies développées qui se présentent le plus souvent sous forme de colonies de couleur Rose à rouge (**Delaress, 2007**).

d. Confirmation :

Les colonies obtenues feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- ↪ Coloration de Gram (bacilles Gram négatifs).
- ↪ Identification biochimique par la galerie API20E

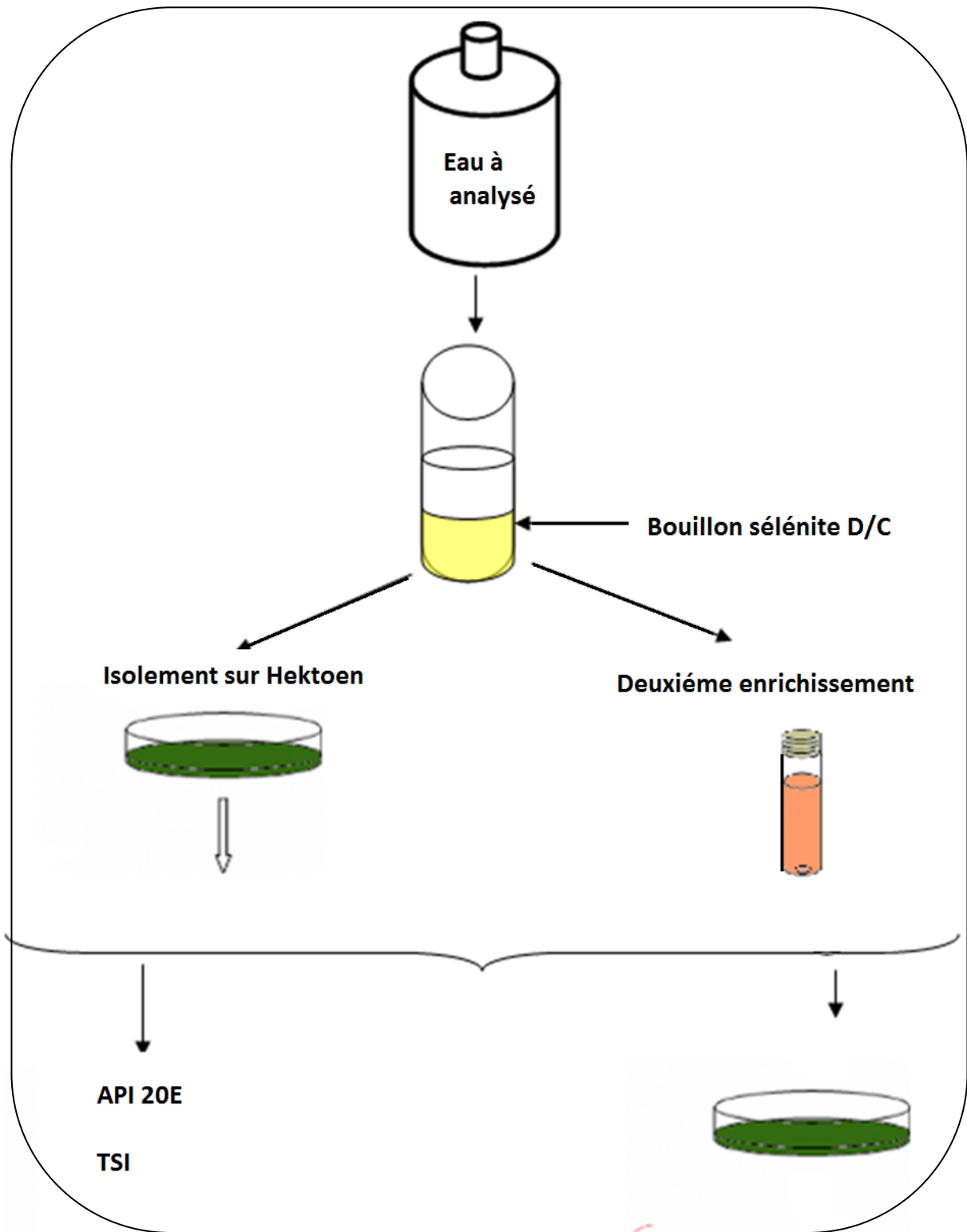


Fig.14. Organigramme de recherche et d'identification des *Salmonella*.

2.4.3. Recherche de *Vibrio cholérique* :

Les Vibrionacées sont des bâtonnets Gram (-), incurvées ou droits mobiles, possédant des flagelles polaires, oxydase (+), utilise le glucose comme source unique ou principale de carbone et d'énergie. Plusieurs vibrions sont pathogènes.

Vibrio cholerae est l'agent responsable de cholera (**Prescott et al, 2003**).

a. Mode opératoire (Fig.15).

☞ Premier Enrichissement

Le premier enrichissement s'effectue sur le milieu Eau Peptonée Alcaline (EPA) répartie à raison de 50 ml par flacon auquel on ajoute aseptiquement 450 ml d'eau à analyser.

Ce dernier sera par la suite incubé à 37°C pendant 18 à 24 h.

☞ Deuxième enrichissement et Isolement

Ce flacon fera l'objet :

☞ D'un deuxième enrichissement sur milieu EPA en tubes à raison de 1 ml

☞ Puis d'un isolement sur gélose GNAB 1.

L'incubation se fait à 37°C pendant 24 h.

c. Lecture des boîtes

☞ Le tube d'EPA fera l'objet d'un isolement sur gélose GNAB 2.

☞ La boîte de gélose GNAB 1 subira une lecture en tenant compte du fait que les Vibrions se présentent le plus souvent sous forme de grosses colonies lisses et transparentes caractéristiques.

d. Confirmation :

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

☞ Etat frais (bacilles, mobilité).

☞ Coloration de Gram (bacilles Gram négatifs).

☞ Oxydase

☞ Ensemencement d'un tube de KIA qui sera incubé à 37°C, 24 h.

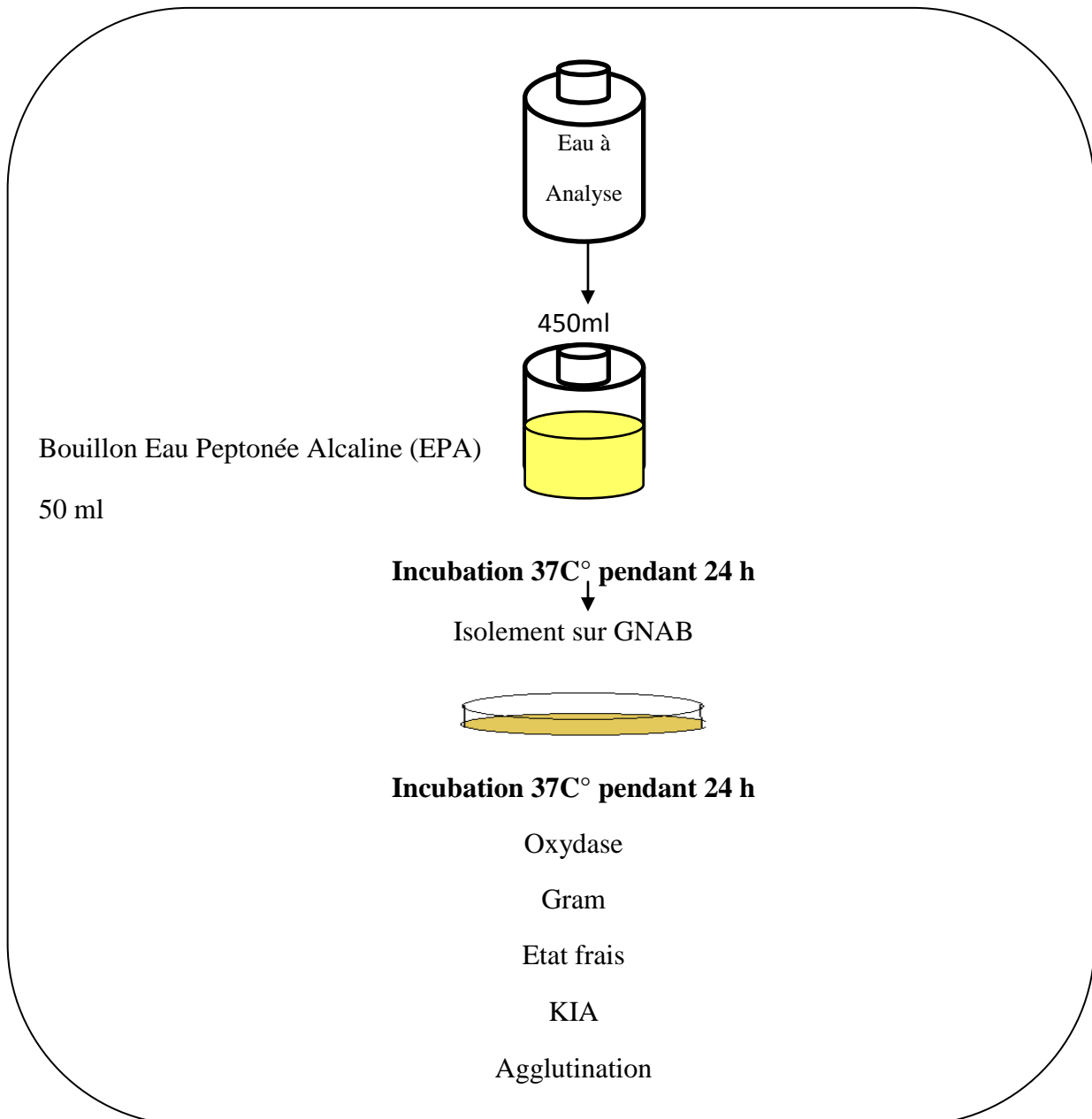


Fig.15. Organigramme de recherche et d'identification des *Vibrio*.

2.4.3. Recherche de staphylocoque doré a coagulase positive :

Il se présente sous forme de cocci sphérique regroupé en amas « grappe de raisin », Gram (+), possédant une catalase et une coagulas. Il se développe en 24 à 48 h à 37°C sur milieu sélective Chapman au mannitol (**Delaress, 2007**).

Il forme des colonies bombées lisses et luisantes plus ou moins pigmentés en jaune d'où l'appellation des staphylocoques dorés *aureus* (**Guiraud et al, 2004**).

a. Mode opératoire :

Au moment de l'emploi faire fondre un flacon contenant la gélose Chapman, et la couler dans des boîtes de Pétri ; puis sécher.

Ce milieu est caractérisé par sa forte concentration en chlorure de sodium ce qui permet un isolement sélectif des staphylocoques. La fermentation du mannitol est indiquée par le virage au jaune de l'indicateur coloré ; le rouge de phénol autour des colonies (**Rodier, 1996**).

Ensemencer en strie des boîtes gélosées de Chapman à partir de l'eau à analyser
Incuber à 37°C pendant 24 à 48 h.

b. Lecture et interprétation :

Observer la colonie présomptive des staphylocoques recherchés (petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées en jaune) et à procéder à leur identification biochimique.

c. Confirmation :

- ↻ Coloration de Gram.
- ↻ Test de catalase.
- ↻ Test de staphylocoagulase

2.4.4. Recherche de *Pseudomonas aeruginosa* :

C'est l'espèce la plus connue et la plus répandue du genre *Pseudomonas*. La plus pathogène, elle constitue l'espèce-type du genre qui vit normalement à l'état de saprophyte dans l'eau et le sol humide ou sur les végétaux.

Pseudomonas aeruginosa ou bacille pyocyanique est un bacille Gram négatif, aérobies mobile, oxydase positif, c'est la seule espèce de *Pseudomonas* qui produit deux pigments ; la pyocyanine et la pyoverdine. Il dégage une odeur aromatique caractéristique de seringa. (**Delaress ,2003 ; Avrill et al. 1992**).

a. Mode opératoire

Les souches de *Pseudomonas aeruginosa* peuvent se développer sur des milieux d'isolement sélectif pour les entérobactéries tel que la gélose Drigalski, la gélose Hectoen ou la gélose Mac Conkey (**Delaress, 2007**).

L'isolement est fait directement sur milieu Mac Conkey qui sera coulés dans des boîtes de Pétri stérilisés.

Nous ensemençons par une anse de platine une goutte de l'eau à analyser par stries à la surface de la gélose.

L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 h.

b. Lecture

Observer la colonie présomptive de *Pseudomonas aeruginosa* rechercher (colonie en bleu vert) et procéder à leur identification biochimique (**Delaress, 2007**).

c. Confirmation :

- ↻ Coloration de Gram.
- ↻ Recherche de la pyocyanine, pigment bleu caractéristique de *Pseudomonas aeruginosa*.
- ↻ Identification biochimique par le système API 20E. (**Rodier et al, 2009**).

2.4.5. Recherche des levures (*Candida albicans*) :

Les levures sont des champignons microscopiques unicellulaires. Les cellules sont souvent rondes et ovales. Elles sont aérobies, généralement acidophile et mésophile. Parmi les levures pathogènes «*Candida albicans* » (**Guiraud et al, 2004**).

a. Isolement

L'isolement des levures peut être pratiqué sur le milieu Sabouraud. Ce milieu ne contenant pas d'inhibiteur, des bactéries peuvent donc se développer pour éliminer la flore bactérienne interférente, il est recommander d'associer à la gélose Sabouraud des milieux sélectif par addition de chloramphénicol (0.5 mg/ml) ou de gentamicine (0.04 mg/ml). (**Dellaress, 2007**).

b. Mode d'ensemencement :

Étaler 0,5 ml d'eau, en surface du milieu Sabouraud à l'aide d'un râteau en verre stérile et les incuber à 37°C pendant 24 à 48 h.

c. Lecture :

La lecture se fait au bout de 48 h. Les colonies de *Candida albicans* apparaissent bombées, crémeuses et blanchâtres. Elles sont lisses et peuvent se plisser en vieillissant.

d. Identification :

L'identification des levures est effectuée soit par une coloration simple entre lame et lamelle sur les cultures en milieu solide, ayant permis d'observer les caractères cultureux, la forme (sphérique, ovoïde, allongée) et la taille des colonies ou par une étude biochimique à l'aide de galerie classique ou miniaturisé API20C Aux.

2.5. Tests complémentaires :

2.5.1. Caractéristiques morphologiques des colonies :

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 caractères suivants : la couleur La taille, La forme, L'aspect de la surface, et La consistance.

2.5.2. Coloration de gram :

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

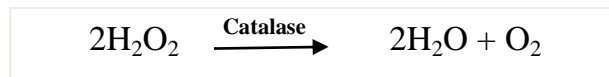
- ↵ Préparer un frottis d'une culture bactérienne pure
- ↵ Recouvrir le frottis de violet de cristal ; laisser agir 1minute ; rincer à l'eau distillée
- ↵ Verser du lugole et le laisser agir pendant 1 minute ; rincer à l'eau distillée
- ↵ Décolorer a l'alcool à 95° entre 15 à 30 minutes ; rincer à l'eau distillée
- ↵ Recolorer avec de la fuchsine diluée pendant 1 minute
- ↵ Observer au microscope (Delaress, 2007).

Expression des résultats :

Les bactéries « **Gram négatif** » : sont teintées par la fuchsine et apparaissent roses ou rouges. Les bactéries « **Gram positif** » : sont colorées en violet foncé (Bucnicourt, 1995).

2.5.3. Test de catalase :

La catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatives. Elle décompose l'eau oxygénée formée en eau et en oxygène qui se dégage, selon la réaction suivante :



La recherche de cette enzyme permet de différencier les staphylocoques qui sont catalase positive. (Delarres, 2007).

a. Mode opératoire :

- ✓ Prendre un tube à hémolyse contenant 1ml d'eau physiologique stérile
- ✓ Emulsionner une quantité suffisante d'une culture bactérienne de 24 heures prélevée sur milieu gélosé, afin d'obtenir une suspension épaisse.
- ✓ Ajouter 2 à 3 gouttes d'eau oxygénée à 3% sans agiter. Attendre 1 à 2 minutes avant d'observer.

b. Lecture

Le dégagement de bulles de gaz indique la présence de la catalase : test catalase positive. (Delarres, 2007).

2.5.4. Test de staphylocoagulase :

Parmi les cocci à Gram positif et qui sont catalase positive, les souches des *Staphylococcus aureus* provoquent la coagulation du plasma en 24 heures. (Delarres, 2007).

a. Mode opératoire

- ✓ Mélanger dans un tube à hémolyse stérile 0.5 ml de plasma de lapin et 0.5 ml de la culture en bouillon de la souche à étudier.
- ✓ Incuber et mélanger à l'étuve à 37 °C pendant 24 h.

b. Lecture :

Considérer que la réaction à la coagulase est positive quand le coagulum occupe plus des trois quarts du volume initialement occupé par le liquide.

2.5.5. Identification biochimique par la Galerie API20E :

Est un système standardisé conçu dans les années 1970 permettant d'identifier aujourd'hui 21 genres d'Entérobactéries et 18 autres genres de bacilles Gram (-). Il est composé de 20 micro tubes surmonté de cupule contenant des substrats déshydratés, qui permettent de réaliser 21 tests biochimiques. le test oxydase constitue le 21^e test d'identification à effectuer hors galerie (**Delaresse , 2007**).



Fig.16. La galerie API20E

a. Préparation, inoculation et incubation de la galerie :

A partir d'une culture pure d'Entérobactérie ou autre bacille à Gram (-) identifiable sur la galerie, préparer une suspension bactérienne homogène dans un tube contenant 5 ml d'eau distillé stérile.

Inoculer la galerie suivant le mode opératoire :

- ↗ Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir environ 5 ml d'eau distillée dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide.
- ↗ Remplir tubes et cupules des tests : |CIT|, |VPI|, |GEL|, avec la suspension bactérienne. Remplir uniquement les tubes (et non les cupules) des autres tests.
- ↗ Créer une anaérobiose dans les tests : ADH, LDC, ODC, URE, H2S en remplissant leur, cupules avec l'huile de paraffine.
- ↗ Refermer la boîte d'incubation, coder et incubé à 37°C pendant 18-24 h.

b. Lecture de la galerie :

Noter sur la fiche de résultats toutes les réactions spontanées, ensuite réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs :

Test VP : ajouter une goutte de réactifs VP1 et VP2. Attendre au minimum 10 minutes. Une couleur rose franche ou rouge indique une réaction positive.

Test TDA : ajouter une goutte de réactif TDA. Une couleur marron foncée indique une réaction positive.

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

La lecture de la galerie API 20 E se fait en se référant au tableau de lecture (**Annexe 3**).

c. Détermination du profil numérique :

Sur la fiche de résultats (Fig.17) les tests sont séparés par groupe de trois et une valeur 1, 2 ou 4 est indiquée pour chacun. En additionnant à l'intérieur de chaque groupe les valeurs correspondant à des réactions positives, on obtient 7 chiffres ; la réaction de l'oxydase qui constitue le 21^{ème} test est affectée de la valeur 4 lorsqu'elle est positive.

Identification : elle est réalisée à partir de la base de données à l'aide du catalogue analytique, ou de logiciel API web

api® 20 E

1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4	1	2	4
ONPG	ADH	LDC	ODC	LGIT	H ₂ S	URE	TDA	IND	LVP	LGEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX	NO ₂	N ₂	MOB	McC	OF-O	OF-F						

Ident.

Fig. 17.Fiche de résultat du système. Api 20E

3. Analyse physico-chimique de l'eau :

3.1. Mesure in situ:

Pour chaque prélèvement d'échantillons, la température, le pH, la conductivité, et la salinité doivent être mesurés *in situ*. Afin d'éviter une modification significative de ces paramètres due aux échanges éventuels que pourraient avoir les échantillons avec l'extérieur. (N'guessan, 2008).

3.1.1. La température (T) :

La température est un facteur écologique très important qui a une grande influence sur les propriétés physico-chimiques des écosystèmes aquatiques (Ramade, 1993). Elle affecte la solubilité des gaz surtout celle de l'oxygène et la dissolution des sels dissous ainsi que la vitesse de réactions chimiques et biochimiques (Faurie et al, 2003).

La température est l'un des paramètres à noter sur place, au moment du prélèvement. La mesure de la température est effectuée à l'aide d'un multi paramètre HORIBA de type (W-23xD). Nous lisons directement la température exprimée en degré Celsius (C°).

3.1.2. Le potentiel d'hydrogène (pH) :

Le pH exprime si l'eau est à réaction acide ou alcaline. Les pH inférieurs à 7 indiquent une tendance vers l'acidité. Les pH supérieurs à 7 indiquent une tendance vers l'alcalinité et un pH 7 une eau est dite neutre. (Bouziane, 2000).

Nous avons mesuré le pH par un pH mètre, du type : MP 220

➤ Mode opératoire :

- ↻ Prendre environ 100 ml de l'échantillon à mesurer dans un bécher
- ↻ Tremper l'électrode de pH mètre dans le bécher contenant l'eau à analyser
- ↻ Laisser stabiliser un moment et noter le pH indiqué

3.1.3. La conductivité électrique (CE) :

C'est la conductance électrique d'une eau. Elle dépend de la concentration totale et la nature des ions présents dans cette eau (Djemmal, 2009). Elle traduit le degré de minéralisation globale, elle nous renseigne sur le taux de salinité de l'eau, s'exprime en micro siemens par centimètre (us.cm-1) (Abdoulaye, 2011).

La conductivité électrique est mesurée au point de prélèvement à l'aide d'un multi paramètre.

➤ **Mode opératoire :**

Pour la mesure de la conductivité, plonger la sonde dans l'eau à analyser, remuer avec soin la sonde et attendre que la lecture se stabilise. Après utilisation, rincer la sonde à l'eau déminéralisée (**Coulibaly, 2005**).

3.1.4. La salinité :

La salinité d'une eau peut être définie comme sa concentration en électrolyte autrement dit en corps chimique qui en solution dans l'eau, se dissocient sous forme d'ions chargé positivement ou négativement (**Lacroix, 1991**).

La détermination de la salinité est effectuée sur terrain. On utilise souvent dans ce but un multi paramètres.

3.2. La turbidité de l'eau :

Elle donne une première indication sur la teneur en matières colloïdales d'origine minérale ou organique qui trouble l'eau. (**Degrémont, 1995**).

L'appareillage utilisé est un turbidimètre appelé aussi néphélomètre, de type HACH 2100N.

Mode opératoire :

- ↻ Remplir une cuvette propre jusqu'au trait (30 ml) avec de l'eau à analyser en évitant la formation de bulle d'air ;
- ↻ Placer la cuvette dans le puits de mesure et fermer le capot
- ↻ Lire et noter le résultat affiché après la stabilisation de l'appareil
- ↻ Vider la cuvette et la rincer avant la mesure suivante.

3.3. Les chlorures (Cl):

Les chlorures sont très répandus dans la nature sous formes de sel de sodium NaCl de potassium KCl et de calcium CaCl₂ (**Rejsek, 2002**).

a. Principe de Dosage :

Les chlorures ont été évalués par volumétrie de Mohr par une solution de nitrates d'argent en présence de chromate de potassium comme indicateur coloré, les AgCl précipitent tant qu'il ya des Cl^- .

b. Mode opératoire :

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

d. Expression des résultats

Pour une prise d'essai de 100 ml :

$\text{Cl}^- = V \cdot 10^{-3} \cdot 35,5$ la teneur en chlorures, exprimée en milligrammes de Cl^- par litre d'eau.

V= volume de la solution titrant. **(Rodier, 1996).**

3.4. L'alcalinité (HCO_3^-) :

L'alcalinité d'une eau correspond à sa capacité à réagir avec les ions hydrogène (H^+) qui est du à la présence de ions hydrogénocarbonates (HCO_3^-), carbonate (CO_3^{2-}) et Hydroxyde (OH^-) **(Rejsek, 2002).**

a. Principe :

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

b. Mode opératoire :**↪ Détermination Du TA**

Introduire à l'aide d'une pipette 100 ml d'échantillon dans un Erlen-Meyer et ajouter 0.1 ml de phénolphtaléine. Si aucune coloration rose n'est obtenue, considérer l'alcalinité

composite comme nulle. Si une coloration rose est obtenue titrer avec l'acide chlorhydrique à 0.1 mol.l-1 jusqu'à disparition de la coloration. Noter le volume V_1 ml d'acide versé

↳ Détermination du TAC

Ajouter 0.1 ml de solution d'indicateur de vert de bromocérol-rouge de méthyle à la prise d'essai précédente. Continuer à titre avec la solution d'acide jusqu'à disparition de toute coloration. Noter le volume V_2 ml d'acide versé

c. Expression des résultats

$$\text{Alcalinité} = \frac{C(\text{HCL}) \cdot V(\text{HCL}) \cdot 1000}{V \text{ éch}} \quad (\text{Rejsek, 2002})$$

$C(\text{HCl})$ = concentration en mol.L⁻¹ de la solution d'HCL

$V(\text{HCL})$ = volume en ml versé pour attendre le pH recherché ; V_1 pour l'alcalinité composite et V_2 pour l'alcalinité totale (TAC) $V \text{ éch}$ = volume de la prise d'essai

L'alcalinité, exprimée par la concentration des bicarbonates en mg/l. Elle est calculée selon la relation suivante : $[\text{HCO}_3^-] = \text{TAC} (F^\circ) \times 12, 2$ (**Rodier, 1996**).

3.6. La dureté totale :

La dureté totale de l'eau ou l'hydrotimétrie est une mesure globale de la concentration en sels dissous de l'eau en calcium et en magnésium, une eau à titre hydrotimétrique élevé est dite dure. Elle s'exprime en degré français ou en mg/l) (**Bouziane, 2000**). En générale la dureté totale comprend 70.....80% de dureté due au calcium et 30... 15 % due au magnésium, (**Bliefert et al, 2001**).

La dureté totale a été effectuée par Méthode titrimétrie à l'EDTA

a. Principe :

L'EDTA va complexer d'abord les ions calcium. Cette complexation du calcium n'entraîne pas de virage de l'indicateur car il ne se lie pas aux ions calcium mais uniquement aux ions magnésium. Quand tout le calcium est complexé, l'EDTA complexe le magnésium en libérant en fin de dosage l'indicateur sous forme libre.

b. 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 V d'EDTA (**Rejsek, 2002**).

c. 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

3.6. Le calcium (Ca^{2+}) :

Composant majeur de la dureté de l'eau, il joue un rôle essentiel dans les écosystèmes aquatiques. En effet, il entre dans la constitution des squelettes et coquilles, et dans les phénomènes de perméabilité cellulaire (**Benmessouad, 2007**).

la dureté calcique a été effectuée par complexométrie « EDTA » le dosage de calcium se fait en présence d'hydroxyde de sodium et d'indicateur coloré murexide puis on titre par l'EDTA les résultats sont exprimé en mg/l.

↪ **Mode opératoire :**

A l'aide d'une pipette, introduire 50 ml d'eau à analyser dans une fiole conique de 250ml. Ajouter 3 ml de la solution d'hydroxyde de sodium et 2 à 3 gouttes de la solution de bleu d'ériochrome. La solution doit se colorer en rouge foncé ou violet. Titrer immédiatement avec l'EDTA jusqu'au virage du violet au bleu.

3.7. Le Magnésium (Mg^{2+}) :

C'est un élément qui accompagne souvent le calcium, et provient de la dissolution des roches et des industries de potasse de la cellulose et des brasseries (**Benmessouad, 2007**).

↪ **Méthode par calcul :**

A partir de la détermination de la dureté totale et de la dureté calcique, on peut par différence, déterminer la dureté magnésienne (**Rejsek, 2002**).

$[TH] = [Mg^{2+}] + [Ca^{2+}]$ $[Mg^{2+}] = [TH] - [Ca^{2+}]$. Les résultats sont exprimés en mg/l

3.8. Dosage des anions et cations par spectrophotométrie d'absorption moléculaire :

Les anions et les cations ont été dosés à l'aide d'un spectrophotomètre Hélios

La spectrophotométrie UV visible est une méthode d'analyse quantitative et qualitative qui présente un grand intérêt pour le dosage de cations et d'anions. Elle est fondée sur la mesure de la quantité d'énergie absorbée par les molécules traversées par un faisceau de la lumière monochromatique. L'énergie absorbée correspond à une transition électronique d'un niveau fondamental à un niveau excité (Tahar-Cherif, 1994 in Belkhiri, 2011).

Les méthodes spectrophotométriques exigent un échantillon limpide : les échantillons turbides doivent être filtrés sur membrane de 0.45µm après avoir effectué le dosage.

Utilisation de spectrophotomètre :

- ↪ Mettre l'appareil sous tension et attendre la stabilisation des composants (10 min environ)
- ↪ Préparer deux cuves : une cuve contenant la solution testée une cuve, appelée le « blanc », contenant uniquement le solvant.
- ↪ Placer la cuve contenant la solution étudiée dans leurs emplacements respectifs. Fermer le couvercle.
- ↪ Sélectionner la longueur d'onde de travail (maximum d'absorption) avec le bouton de réglage correspondant.
- ↪ Présenter la cuve de référence (" blanc ") sur le trajet du faisceau lumineux. Ajuster la valeur affichée pour l'absorbance à 0 avec le bouton de réglage correspondant.
- ↪ Présenter la cuve contenant la solution étudiée et relever la valeur de A.

3.8.1. Dosage de nitrate (NO₃⁻) :

L'azote est absorbé par la majorité des plantes sous sa forme NO₃⁻ Ou dans le sol, s'il n'est pas rapidement prélevé par les racines, NO₃⁻ est facilement lixivié par les eaux qui s'infiltrant, d'où des pertes importantes de cet anion entraîné vers les eaux de nappe et le réseau hydrographique. (Grimaldi, 2004).

a. Principe

En présence de salicylates de sodium, les nitrates donnent du paranitrosalicylate de sodium, coloré en jaune susceptible d'un dosage spectrométrique.

b. Etablissement de la courbe d'étalonnage : Le mode opératoire est donné en annexe

c. Mode opératoire :

- ↪ Introduire 10 ml d'eau dans une capsule de 60 ml
- ↪ Alcaliniser faiblement avec la solution d'hydroxyde de sodium.
- ↪ Ajouter 1 ml de solution de salicylate de sodium, mélanger puis évaporer à sec dans une étuve portée à 75-80°C
- ↪ Reprendre le résidu par 1 ml d'acide sulfurique concentré ayant soin de l'humecter complètement. Attendre 10 minutes, ajouter 15 ml d'eau distillée puis 10 ml de solution d'hydroxyde de sodium qui développe la couleur jaune.
- ↪ Effectuer les lectures au spectromètre à la longueur d'onde de 415 nm. (**Rodier et al, 2009**).

d. Expression des résultats :

Pour une prise d'essai de 10 ml, la courbe donne directement la teneur en nitrate (NO_3^-) exprimée en mg/l d'eau.

2.8.2. Dosage de nitrite (NO_2^-) :

C'est une forme chimique peu abondante dans les eaux. Elle est très rare car elle ne constitue qu'un terme de passage entre les formes nitrates et ammoniums lors de processus de nitrification et dénitrification (**Faurie et al, 2003**).

↪ Mode opératoire :

Prendre 50 ml d'eau à analyser, ajouter 1 ml de solution de Sulfanilamide (réactif I) et mélanger. Laisser reposer 2 à 8 min, puis ajouter 1 ml de la solution N- Naphtyl-Ethylène-Diamine (Réactif II) et mélanger à nouveau. Attendre 10 min et effectuer les mesures au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 543 nm en cuve de 10 cm (**Aminot et al, 1982**).

2.8.3. Ammonium (NH_4^+) :

L'azote ammoniacal est assez souvent rencontré dans les eaux et traduit habituellement un processus de dégradation incomplète de la matière organique (**Rodier et al, 2009**). Il se forme dans les eaux et les sols soit par décomposition de la matière organique (ammonification) soit par processus naturel de dénitrification (**Ramade, 2000**).

a. Principe :

Mesure spectrométrique à environ 630 nm du composé formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et hypochlorite en présence de nitroprussiate de sodium.

b. Mode opératoire :

Introduire dans une fiole conique de 100 ml, 20 ml d'eau à analyser puis ajouter rapidement dans chaque tube :

- ↪ 1 ml de solution de nitroprussiate de sodium et de phénol
- ↪ 1 ml de solution chlorée. Agiter et placer les fioles à l'obscurité pendant 6 heures au moins. Effectuer les lectures au spectromètre à la longueur d'onde de 630 nm.
- ↪ L'apparition de la coloration verdâtre indique la présence de: NH_4^+ la teneur en ions ammonium, exprimée en mg/l.

2.8.5. Les phosphates (PO_4^{-2}) :

Le phosphate est considéré à leur tour comme un des éléments nutritifs jouant un rôle essentiel dans les équilibres biologiques des eaux (**Kerdoud, 2006**), seulement les excès de phosphore provoquant, dans certaines conditions, une surproduction végétale et une pollution associée, l'eutrophisation (**Smail, 2009**).

a. Principe

En milieu acide et en présence de molybdate d'ammonium, les ortho phosphates donnent un complexe phosphomolybdique qui réduit par l'acide ascorbique, développe une coloration bleue susceptible d'un dosage spectrométrique. Certaines formes organiques pouvant être hydrolysées au cours de l'établissement de la coloration et donner des ortho phosphates. Le développement de la coloration est accéléré par l'utilisation d'un catalyseur, le tartrate double d'antimoine et de potassium.

b. Etablissement de la courbe d'étalonnage : Le mode opératoire est donné en annexe

c. Mode opératoire :

Vérifier le pH de l'échantillon qui doit être compris entre 2 et 7, l'ajuster si nécessaire. Introduire 20 ml d'eau dans une fiole jaugée de 25 ml, ajouter 1 ml de solution d'acide ascorbique puis poursuivre comme pour l'établissement de la courbe d'étalonnage. Tenir compte de la valeur lue pour le témoin. Se reporter à la courbe d'étalonnage. (**Rodier et al, 2009**).

d. Expression des résultats :

La teneur en phosphates est exprimée en milligrammes pour la prise d'essai

2.8.4. Sulfates (SO_4^{2-}) :**a. Principe :**

Les sulfates sont précipités en milieu chlorhydrique à l'état de sulfate de baryum. Le précipité ainsi obtenu est stabilisé à l'aide d'une solution de Tween 20 ou de polyvinylpyrrolidone. Les suspensions homogènes sont mesurées au spectromètre.

b. Etablissement de la courbe d'étalonnage : Le mode opératoire est donné en annexe

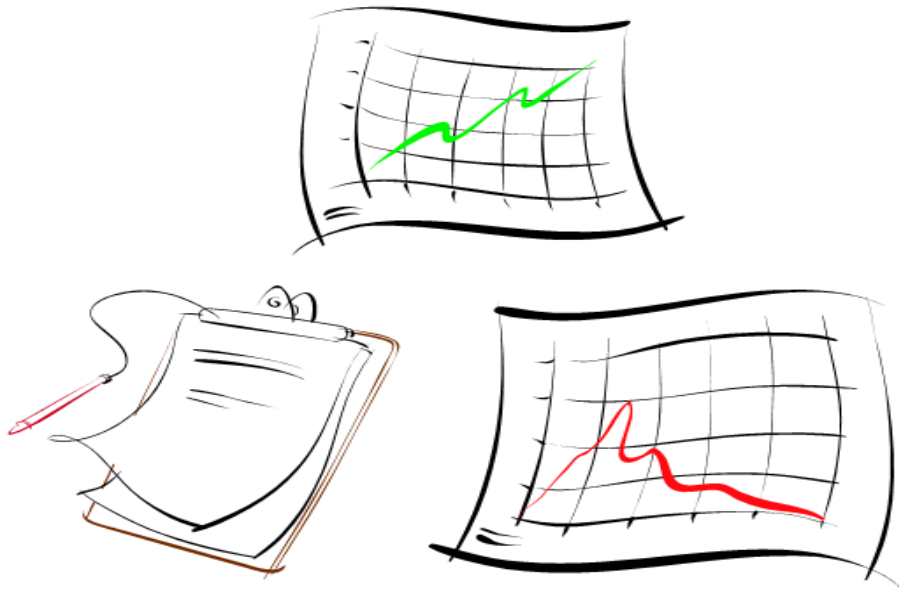
c. Mode opératoire :

- ↳ Dans un tube à essai, introduire successivement :
 - 39 ml d'eau à analyser
 - 1 ml d'acide chlorhydrique au 1/10
 - 5 ml de Solution de chlorure de baryum + Tween 20
- ↳ Préparer dans les mêmes conditions un tube témoin en remplaçant l'eau à Analyser par de l'eau distillée.
- ↳ Agiter énergiquement et laisser reposer 15 minutes. Agiter de nouveau et faire les lectures au spectromètre à la longueur d'onde de 650 nm.

d. Expression des résultats :

La teneur en sulfates exprimée en milligrammes de SO_4^{2-} par litre d'eau (**Rodier et al, 2009**).

Chapitre III



Résultats & discussion

1. Paramètres bactériologiques :

1.1. Les germes totaux :

Nos analyses nous montrent que les germes totaux dénombrés à 37°C dans les trois stations de prélèvements, sont élevés, surtout pendant la période estivale (Fig. 18).

Le taux le plus faible de germes a été obtenu durant le mois de février, ceci est du probablement aux phénomènes de dilution et à la température de l'eau.

Les taux les plus élevés ont été notés durant le mois de juillet au niveau de toutes les stations. La température de l'eau demeure le facteur essentiel favorisant la croissance de ces microorganismes.

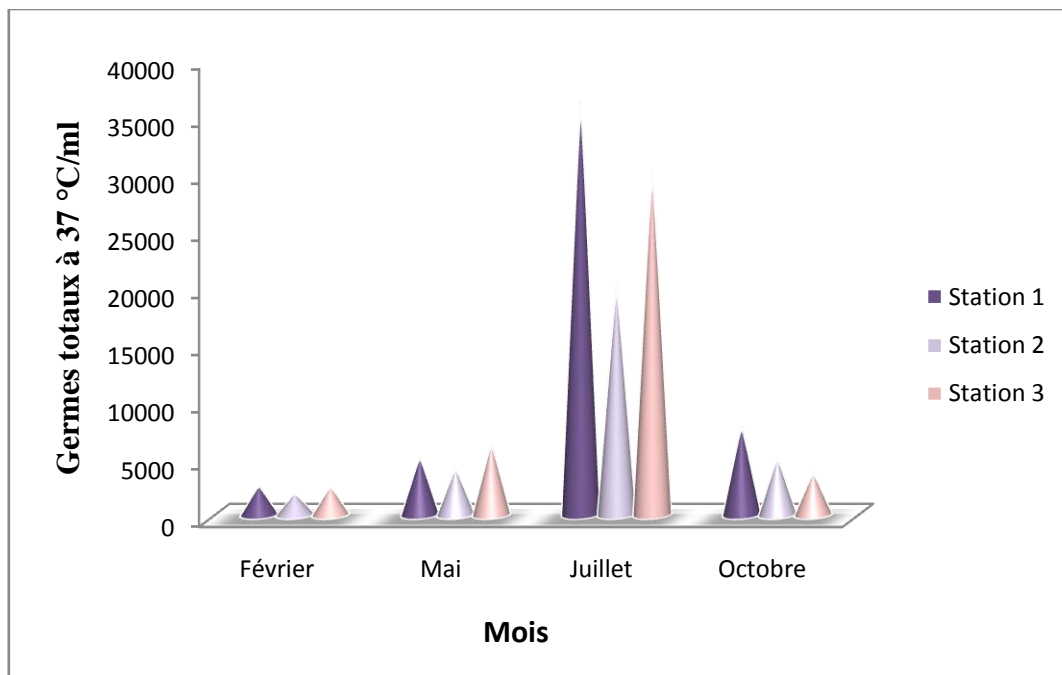


Fig. 18. Evaluation de la flore mésophile totale à 37°C de l'eau durant la période d'étude.

Ce dénombrement est souvent considéré comme accessoire par rapport aux autres dénombrements réalisés dans le contrôle bactériologique des eaux, il est en effet difficile de définir le degré de pureté microbiologique d'une eau sur la base de son contenu en microorganismes revivifiables du fait du nombre important de microorganismes qui peut être présents (Rejsek, 2002).

1.2. Les coliformes totaux et fécaux :

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

Les résultats illustrés dans le graphe (Fig.19) montrent que la concentration en coliformes totaux (CT) dans l'eau du barrage diffère d'une station à l'autre, mais dans l'ensemble ils sont élevés par rapport à la valeur guide de potabilité (10 CT/100 ml) fixée par l'organisation mondiale de la santé (**OMS, 2004**).

Les échantillons prélevés dans la première station comptent un nombre de coliformes totaux plus élevé que ceux des deux autres stations surtout durant la période humide.

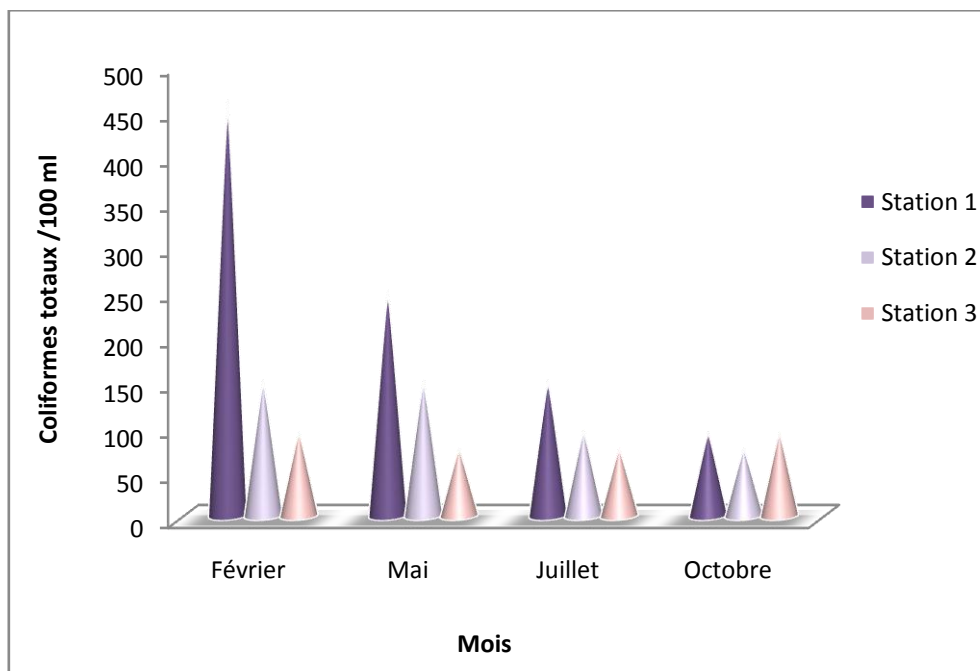


Fig.19. Variation du nombre de coliformes totaux dans l'eau du barrage durant la période d'étude.

Les mêmes constatations sont notées pour les coliformes fécaux ou des valeurs faibles sont enregistrées pendant la période sèche et des taux élevés sont enregistrées pendant la période pluvieuse (Fig. 20). Ces valeurs sont élevés par rapport à la valeur guide de potabilité (10 CF/100 ml) fixée par l'organisation mondiale de la santé (**OMS, 2004**). Ce qui prouve

que les eaux du barrage de Timgad utilisées pour l'irrigation et la production de l'eau potable sont contaminées.

Ce phénomène de contamination peut être expliqué par la présence de la matière organique fécale charriée par le ruissèlement d'eau des sols avoisinants le barrage et le rejet des eaux usées.

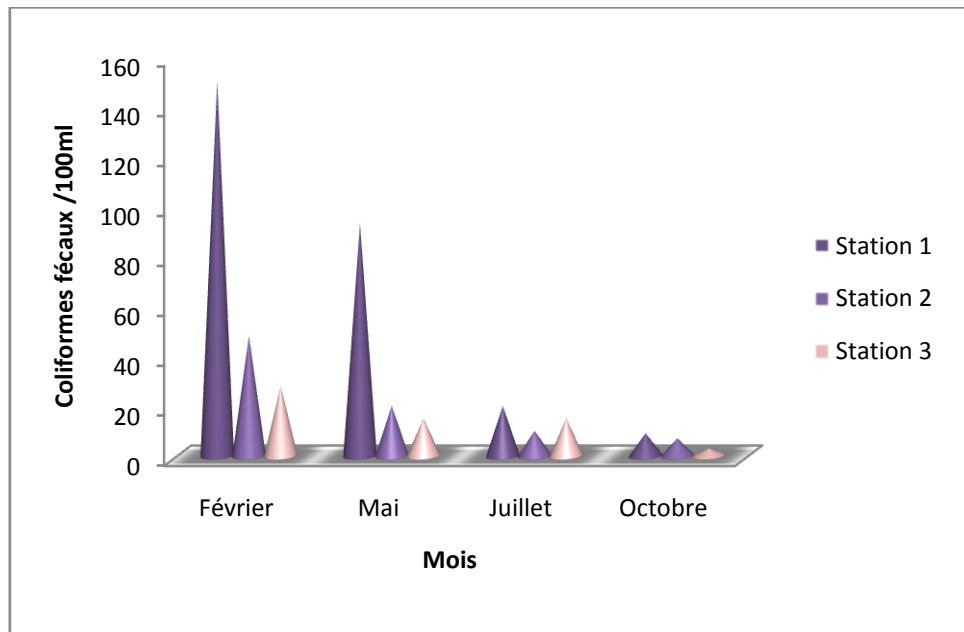


Fig.20. Variation du nombre de coliformes fécaux dans les eaux de barrage durant la période d'étude.

Les résultats exposés dans les deux graphes sont plus au moins similaires. Le nombre des coliformes totaux est souvent plus important que celui des coliformes fécaux.

La période allant de juillet à septembre se caractérise par une diminution de coliformes totaux et de coliformes fécaux qui est probablement due à l'effet de la sédimentation et du long séjour de l'eau dans le barrage (Hmaidi et al, 2009).

1.3. Les streptocoques fécaux :

Le nombre des streptocoques fécaux dans l'eau est lié à la concentration de la matière fécale dans cette eau. Ces bactéries sont très sensibles aux variations physicochimiques du milieu et indique souvent une contamination récente de ce milieu. (Joffin, 1999).

L'examen de la figure 21 nous montre que le nombre de streptocoques fécaux dans les eaux du barrage est extrêmement variables dans les trois stations de prélèvement et qui sont parfois supérieures à la valeur guide des eaux potable. (0 SF /100ml) fixée par l'OMS, (OMS, 2004).

La plus forte concentration des streptocoques fécaux dans les eaux de barrage est de 15 SF/100 ml pour le prélèvement réalisé durant la période humide. Ceci est probablement dû au lessivage des sols avoisinants chargés de matières fécales ou aux rejets des eaux usées.

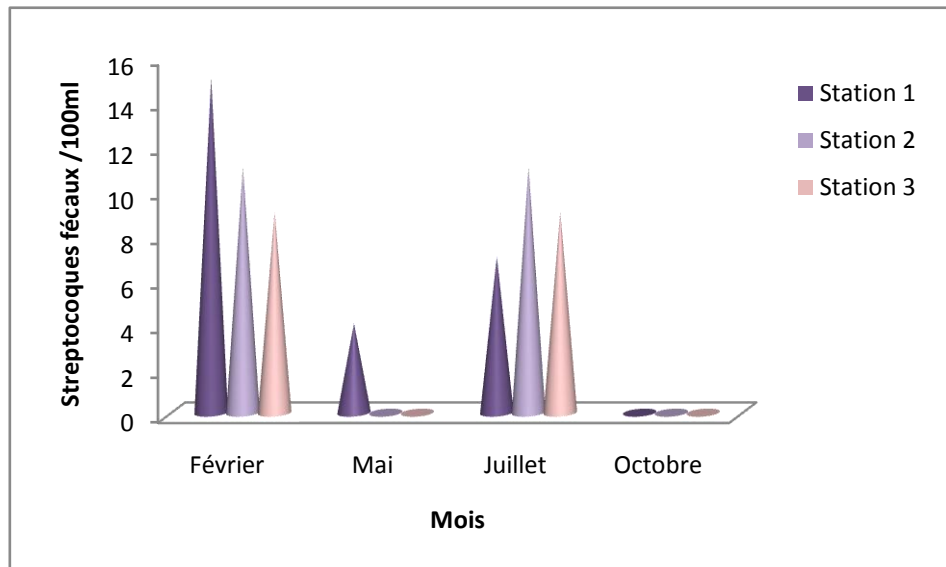


Fig.21. Variation du nombre de streptocoques fécaux dans l'eau durant la période d'étude.

La période allant de mois de juillet à septembre se caractérise par une absence de streptocoques.

L'abondance des coliformes totaux, coliformes fécaux et streptocoques fécaux augmentent considérablement en période pluvieuse montrant le rôle joué par la pluviométrie dans le processus de contamination. L'évacuation des eaux usées sans traitement est aussi à incriminer.

Le lessivage des sols par les eaux de ruissèlement peut être néanmoins une raison principale pour la mobilisation de la biomasse du sol (Bou saab, 2010).

Durant toute la période d'étude et au niveau de toutes les stations, la concentration en streptocoques fécaux est plus faible que celle des coliformes fécaux, elle peut être expliquée par le taux de déclin qui est plus rapide chez les streptocoques fécaux en dehors des intestins (Hunter, 1999 in Aboukacem , 2007).

1.4. Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR):

Les spores des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) constituent généralement des indices de contamination ancienne. Les résultats négatifs déduisent l'absence de genres sulfito-réducteurs *Clostridium sp.*

1.5. Résultats de la Recherches de germes pathogènes :

La recherche de germes pathogènes a été effectuée sur plusieurs milieux de cultures (Fig.22) en utilisant la méthode d'ensemencement par stries et pour leur identification on a utilisé des tests biochimiques. Les résultats trouvés sont résumés dans le tableau 12

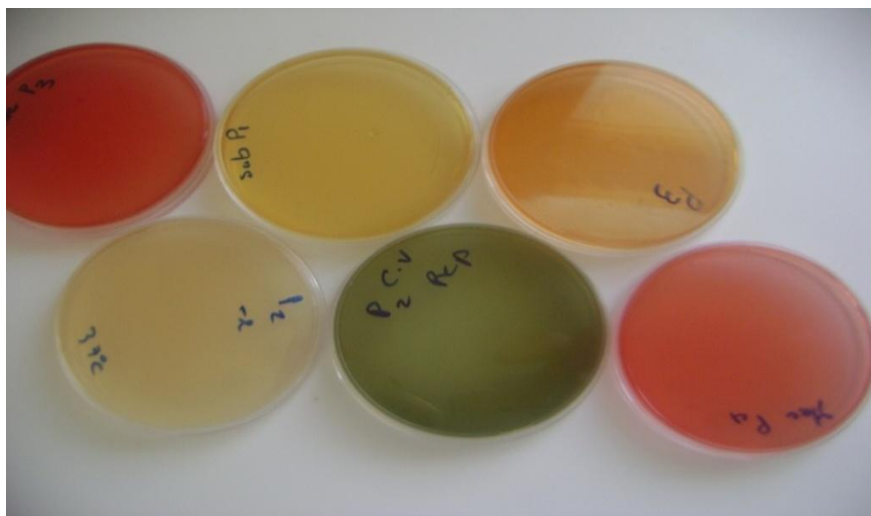


Fig.22. Les milieux géloses utilisés pour la recherche des germes pathogènes.

1.5.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram :

Du point de vue microscopique, l'examen cytologique nous a révélé la présence importante de bâtonnets Gram négatif alors que les cocci Gram positif sont faiblement représentés (Tab .12)

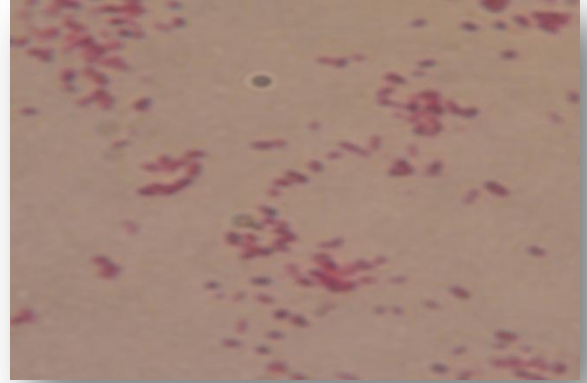
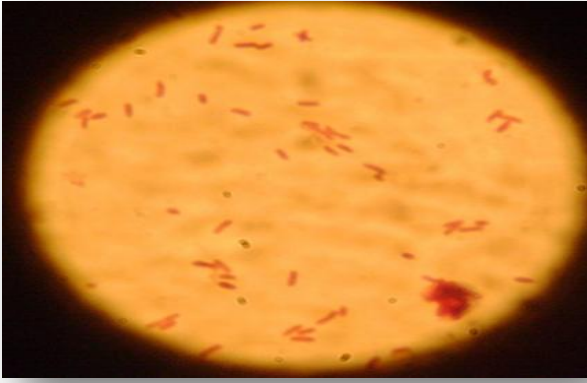


Fig.23 : Aspect des bacilles Gram (-)

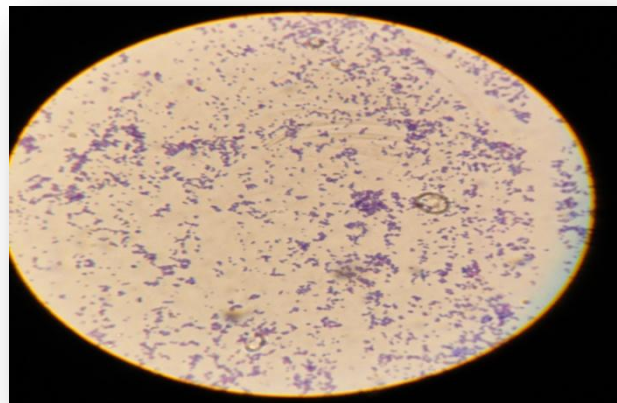


Fig.24. Aspect des cocci Gram(+)

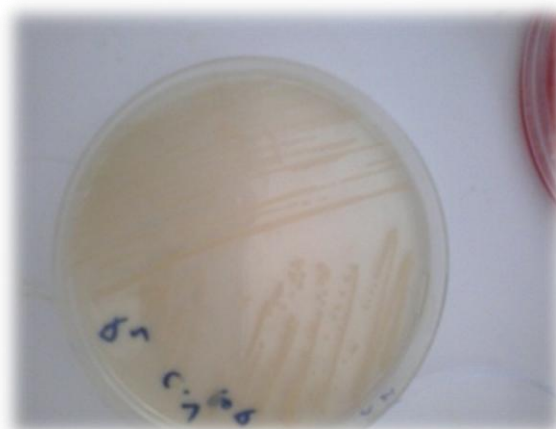


Fig.25. Aspect des colonies sur gélose nutritive.

Tab.12. Aspect macroscopique et microscopique des colonies.

Culture	Observation macroscopique des colonies	Observation microscopique des colonies
Gélose nutritive (GN)	Circulaire, lisse, plate, brillante transparente, 2 mm de diamètre. irrégulière, lisse, plate, jaune 1 mm de diamètre. (Fig.25)	Bacilles isolés ou en chainettes, Gram négatif.
Mac-Conkey	Rose élevée, lisse brillante, circulaire, 1mm à 2 mm de diamètre.	Bacilles isolés, Gram négatif (Fig.23)
Hektoène	Verte ou bleuâtre, circulaire, ondulé, bossue, rigoureuse, transparente légèrement blanchâtre. - jaune saumon, bombée, lisse, 1 mm de diamètre (Fig.26)	Bacilles isolés, Gram négatif
Viande foie (VF)	Culture négative	-
GNAB	Culture négative	-
Sabouraud	Culture négative.	-
Chapman	Petite, lisse, bombée, à contour régulier, de couleur blanche (Fig.27)	Cocci groupés, Gram positif (Fig.24)
SS	Culture négative.	-

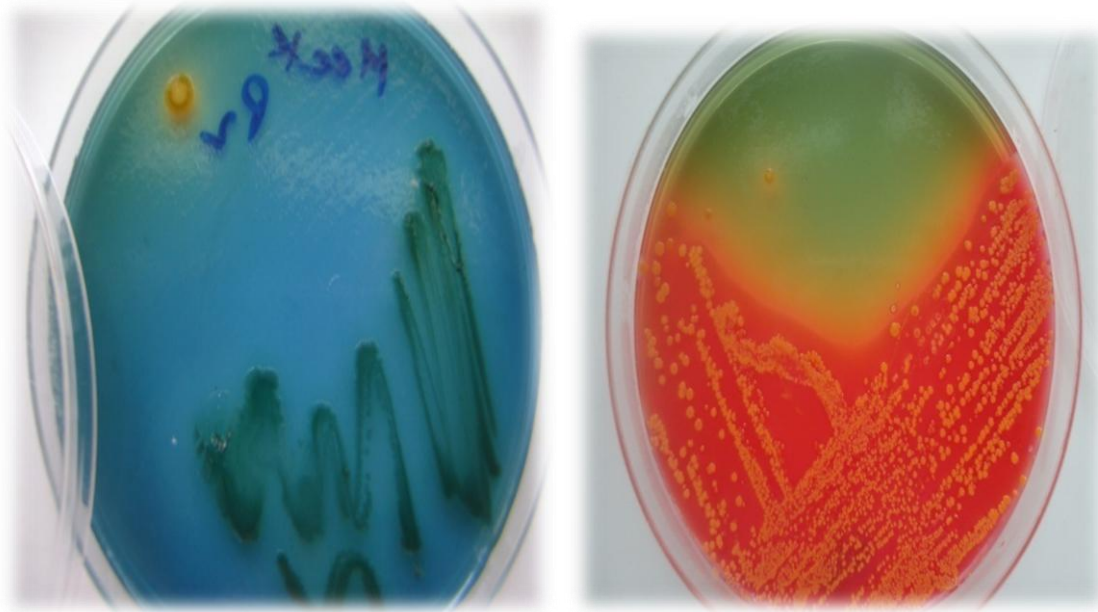


Fig.26. :Aspect des colonies sur gélose Héктоen



Fig.27. Aspect des colonies sur gélose Chapman

1.5.2. Résultats des tests de confirmation de Staphylocoques :

Les deux tests suivant sont appliqués sur les colonies blanches sur Chapman.

↵ Test de staphylocoagulase :

Le résultat est négatif, staphylocoagulase négative.

↪ **Test de catalase :**

Le résultat est positif, catalase positive.

Les tests effectués sur les staphylocoques nous ont permis d'identifier des *Staphylococcus* non pathogènes.

1.5.3. Identification des germes par API20E :

Ce type d'identification a été appliqué sur les germes isolés sur Mac Conkey et sur Hektoén. L'identification biochimique nous a permis d'identifier des espèces bactériennes suivantes: (Fig.28).

- ✓ *E .coli*
- ✓ *Serratia odorefira 1*
- ✓ *Entérobacter intermedius*

Dans la troisième station, nous avons aussi isolé et identifié pendant la période estivale une espèce pathogène: *Pseudomonas aeruginosa*. La présence de cette bactérie avec des concentrations assez importantes est synonyme de risque sanitaire potentiel.

Les germes pathogènes du genre *Salmonella*, *Staphylococcus aureus*, Vibron cholérique ainsi que *Candida albicans* n'ont pas été isolée. Cette absence a été mentionnée dans l'étude de **Bensaci (2007)**.



A. *Serratia odorefira 1*



B. *Entérobacter intermedius*



C. *Pseudomonas aeruginosa*

Fig.28. Résultats de quelques identifications biochimiques par APi20E

2. Paramètres physico-chimiques :

2.1. La température :

D'après les résultats illustrés dans le graphe (Fig. 29), on remarque que la variation de la température des eaux du barrage suit étroitement la variation de la saison (Fig. 29). En effet, la valeur la plus élevée (25.6°C) est notée pendant le mois de juillet et la plus basse (7.8 °C) est notée en février.

D'une façon générale, la température des eaux superficielles est influencée par la température de l'air (Sadani, 2005).

L'OMS ne recommande aucune valeur guide. Pratiquement, la température de l'eau n'a pas d'incidence directe sur la santé de l'homme. L'élévation de la température s'accompagne d'une modification de la densité qui décroît lorsque la température croît, d'une réduction de la viscosité, d'une augmentation de la tension de vapeur saturante à la surface (évaporation) et d'une diminution de la solubilité des gaz (oxygène). (Rodier et al, 2009).

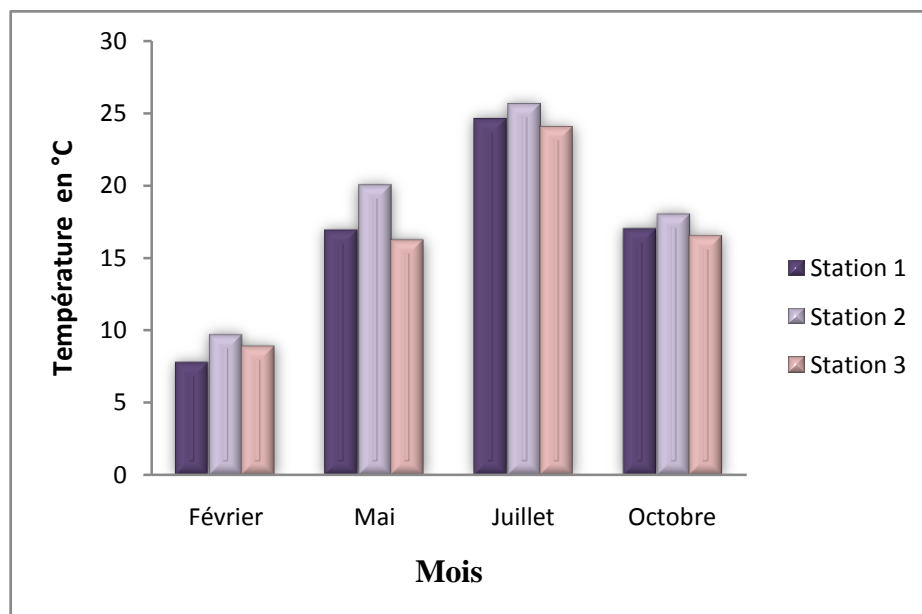


Fig.29. Variations spatio-temporelles de La température de l'eau du barrage durant la période d'étude.

Par ailleurs, les basses températures affectent l'autoépuration des eaux. Encore les réactions de dénitrifications cessent à 3°C et elles reprennent à 5°C (Martin, 1979 in Merzoug, 2009).

2.2. Le potentiel d'hydrogène (pH) :

Le pH caractérise un grand nombre d'équilibre physico-chimique et dépend de facteurs multiples, dont l'origine de l'eau et la nature des terrains traversés, (Castany et al, 1977).

Le pH de l'eau du barrage varie entre 7.5 et 8.3. La valeur la plus élevée a été enregistrée pendant le mois de février. En revanche, c'est en mois de juillet que la valeur la plus basse a été notée (Fig.30). Cette variabilité située dans la fourchette des normes de potabilité ($6,5 < \text{pH} < 8,5$) (OMS, 2004).

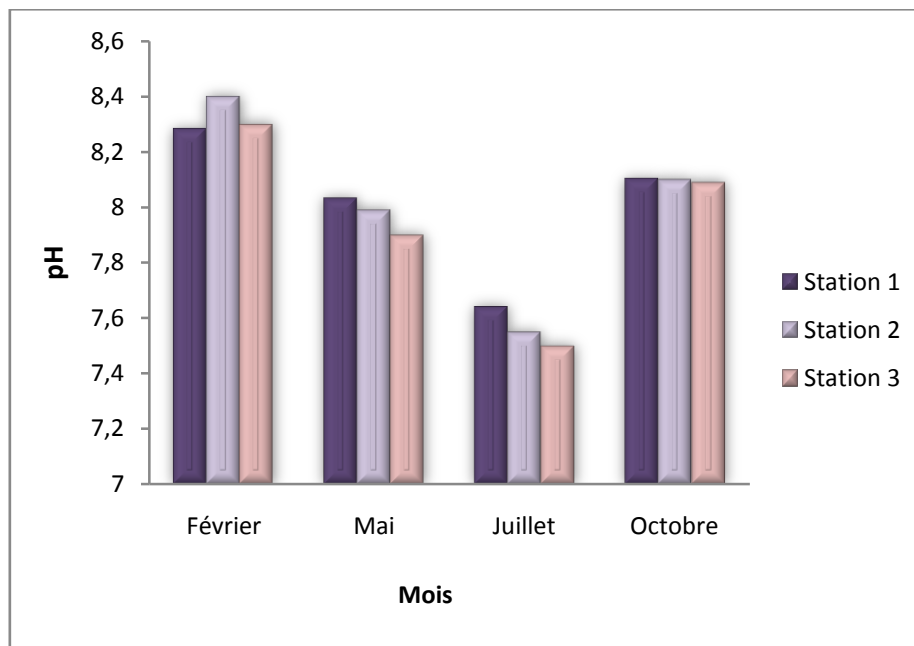


Fig.30. Variations spatio-temporelles du pH des eaux du barrage durant la période d'étude.

Les eaux du barrage ont un pH voisin de la neutralité avec un léger caractère alcalin en période humide.

2.3. La conductivité électrique (CE) :

D'après le graphe (Fig.31), La conductivité électrique de l'eau du barrage présente des variations peu importantes s'observant essentiellement durant la période étalée entre le mois de février et le mois de mai.

Elle passe de 909 us/cm (valeur minimale enregistrée pendant le mois de juillet dans la deuxième station) à 1140 us/cm (valeur maximal obtenue pendant la période humide à la partie Avale) traduit un apport de sels minéraux par les ruissèlements.

Selon **Rejsek, (2002)**, La conductivité électrique traduit le degré de minéralisation globale. Le tableau ci-dessous donne quelques indications sur la relation existant entre la minéralisation et la conductivité (Tab.13).

Tab.13. Relation existant entre la minéralisation et la conductivité mesurée (Rejsek, 2002).

Conductivité en uS.cm-1	Minéralisation de l'eau
<100	Très faible
Entre 100 et 200	Faible
Entre 100 et 333	Moyenne
Entre 333 et 666	Moyenne accentuée
Entre 666 et 1000	Importante
1000>	élevée

Les eaux du barrage présentent une conductivité peu élevée donc une minéralisation importante.

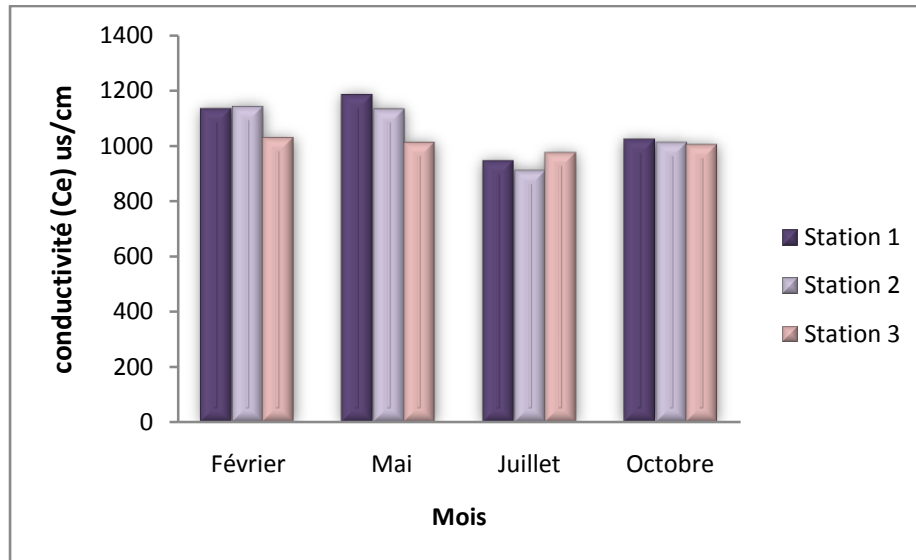


Fig. 31. Variations spatio-temporelles de la conductivité électrique (Ce) de l'eau durant la période d'étude.

2.4. La salinité :

Les résultats de la salinité confirment celles de la conductivité. La salinité enregistrée le long de la période d'étude présente peu de variation (Fig.32). Les teneurs oscillent entre 0.7 % pendant la période humide et 0.4 % pendant la période sèche.

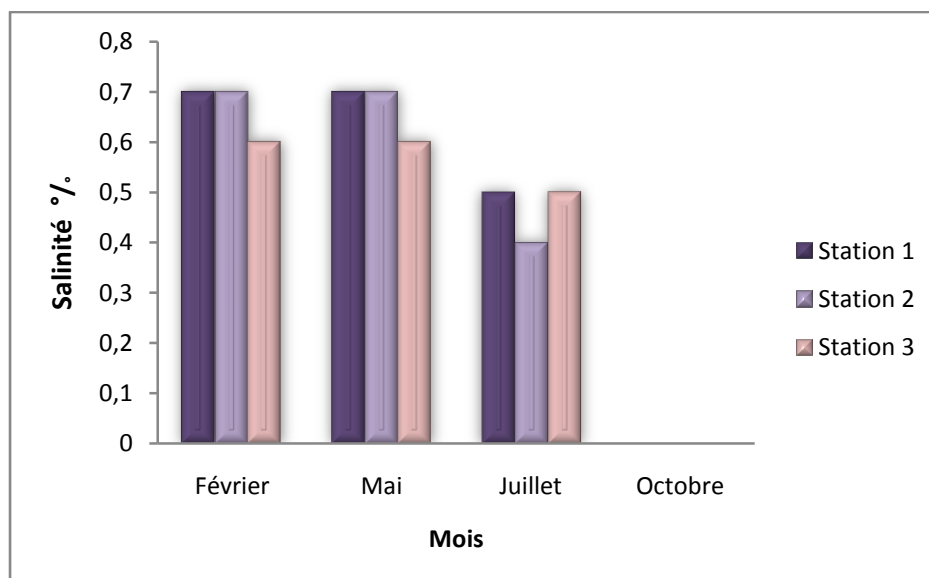


Fig.32. Variations spatio-temporelles de la salinité électrique des eaux du barrage durant la période d'étude.

2.5. La turbidité :

La plupart des eaux superficielles ont une turbidité importante et variable selon les conditions extérieures (Rejsek, 2002).

Nos résultats (Fig.33) montrent que la turbidité de l'eau mesurée varie sensiblement de 3.8 NTU enregistré pendant la période sèche à 12 NTU enregistrée pendant la période humide. Elle est causée principalement par les ruissèlements des particules.

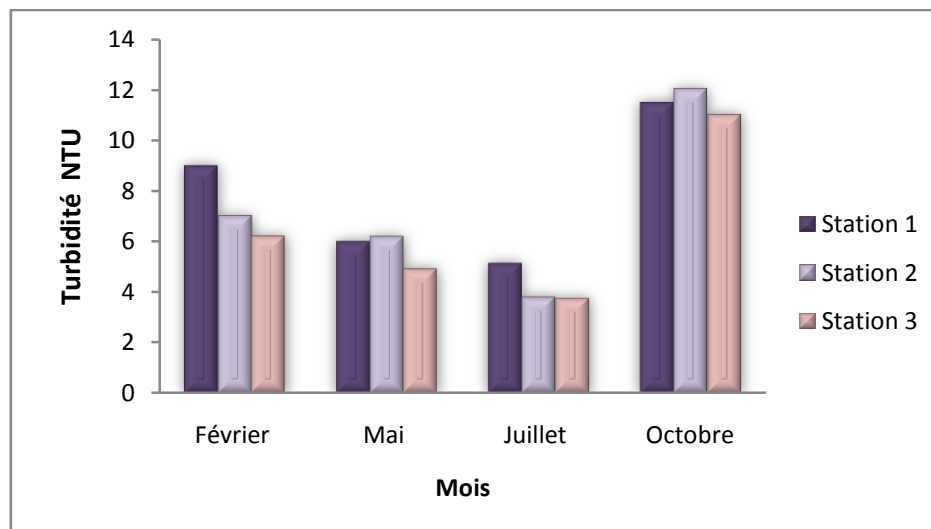


Fig. 33. Variabilité spatio-temporelle de turbidité des eaux du barrage durant la période d'étude.

Selon la grille de la qualité des eaux de surfaces en fonction de la turbidité proposée par le Ministère des ressources en eau (Tab.14) l'eau du barrage de Timgad est bonne.

Tab.14. Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la turbidité. (Merzoug, 2009).

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

2.6. Chlorure (Cl⁻) :

Les teneurs en chlorures des eaux sont extrêmement variées et liées principalement à la nature des terrains traversés (Rodier, 1996).

Les chlorures peuvent avoir une origine multiple. Ils peuvent provenir d'une intrusion d'eau marine, ou suite à l'action humaine à partir du salage des routes ou par une contamination par les eaux usées. Ils peuvent provenir également de la dissolution des sels par le lessivage des terrains salifères (Belkhiri, 2011).

Les eaux du barrage de Timgad présentent des teneurs en chlorures variées légèrement dans l'espace et dans le temps (Fig.34). La teneur la plus faible a été enregistrée pendant le mois d'octobre dans la première station (45 mg/l). La valeur la plus élevée a été mesurée pendant le mois de mai à la deuxième station (60.3mg/l).

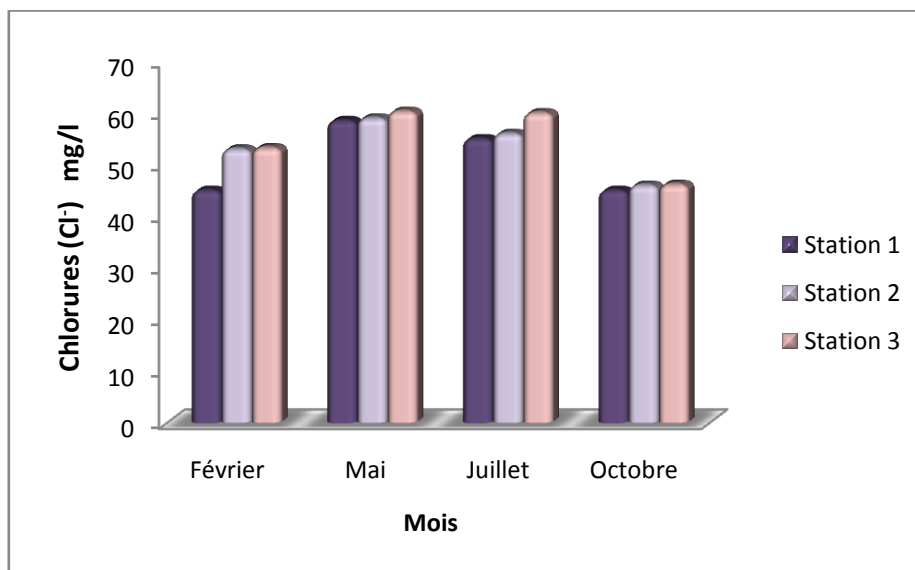


Fig.34. Variabilité spatio-temporelle des Chlorures (Cl⁻) des eaux du barrage durant la période d'étude

D'une façon générale, la teneur de l'eau du barrage en chlorure est inférieure à la norme de 250 mg/l fixée par l'OMS (OMS, 2004).

2.7. Alcalinité (HCO_3^-) :

Dans les eaux naturelles, l'alcalinité, exprimée en HCO_3^- , varie de 10 à 350 mg/l. (Rodier et al, 2009).

La variabilité spatiotemporelle de l'alcalinité des eaux du barrage de Timgad passe de 144 mg/l (valeur maximale enregistrée durant la période sèche) à 122.4 mg/l (valeur minimale notée pour le mois de Février) (Fig. 35).

Leur concentration dans l'eau est fonction de la nature des terrains traversés, la température de l'eau et la pression du CO_2 dissout (Djemmal, 2009).

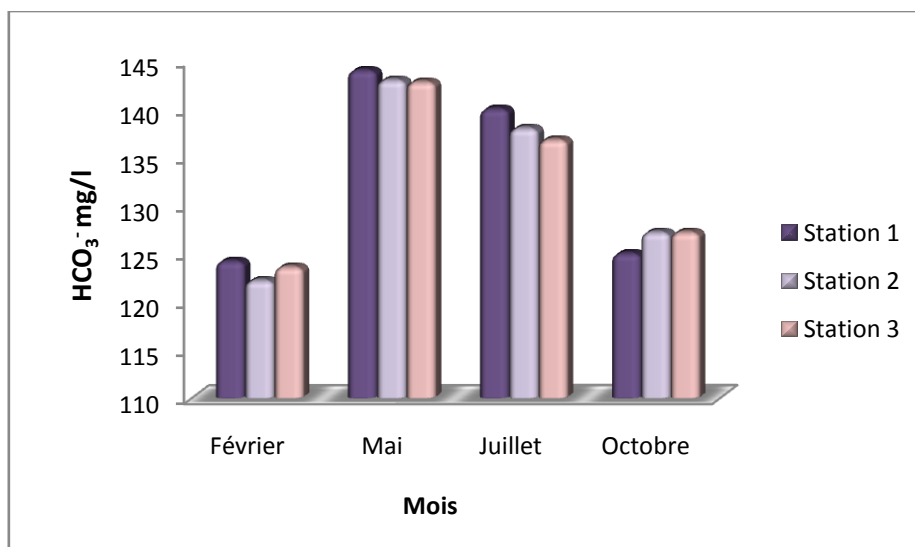


Fig.35. Variations des HCO_3^- en mg/l des eaux du barrage durant la période d'étude

Dans notre cas l'élévation des teneurs de bicarbonates pendant la saison sèche est du probablement à la nature géologique des terrains traversés et à l'effet de l'évapotranspiration qui augmente la concentration des bicarbonates dans l'eau.

2.8. Le Calcium (Ca^{+2}) :

La concentration du calcium est très variable selon la nature des roches du bassin versant (Faurie, 2003). Elle provient soit de la dissolution des formations carbonatées (CaCO_3) soit de la dissolution des gypses (Belhadj, 2006).

Le calcium des eaux de barrage illustré dans le graphe (Fig.36) présente des valeurs variant d'une station à l'autre durant la période pluvieuse avec une valeur maximale de (96 mg/l) dans la première station et une valeur minimale de (78 mg/l) dans la deuxième station, qui peut être due à la dissolution des carbonates des roches calcaires et marneuses qui occupent le sous bassin versant du barrage.

Tandis que pendant la période sèche les valeurs sont assez proches les unes des autres.

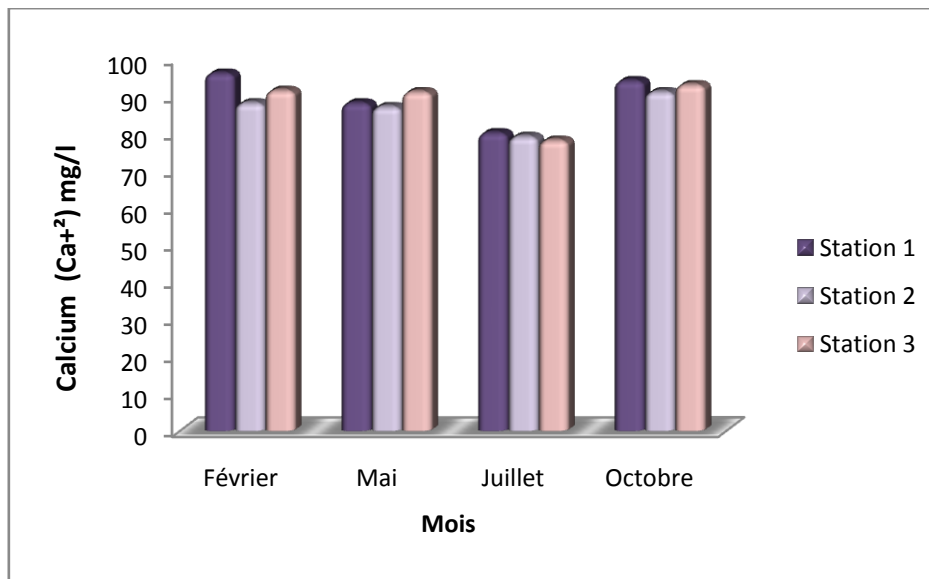


Fig.36. La variabilité spatiotemporelle du calcium (Ca^{+2}) des eaux du barrage de Timgad

Les valeurs de calcium sont inférieures à la valeur guide 100 mg/l fixées par l'Organisation mondiale de la santé (OMS, 2004).

2.9. Le magnésium (Mg^{+2}) :

La teneur en magnésium dépend de la composition des roches sédimentaires rencontrées (calcaires dolomitiques, dolomies du Jurassique ou du Trias moyen). (Rodier, 2009).

En eaux douces, les concentrations de Mg^{+2} sont inférieures à celle du Ca^{+2} (Gaujous, 1995).

Dans les eaux du barrage (Fig.37), la teneur en magnésium présente peu de variation, la valeur la plus élevée a été notée pendant le mois de juillet (45mg/l) et la plus basse est observée au niveau du premier prélèvement (34 mg/l).

Les valeurs enregistrées dans tous les sites sont inférieure à la concentration maximale fixée par l'OMS (50 mg/l). (OMS, 2004).

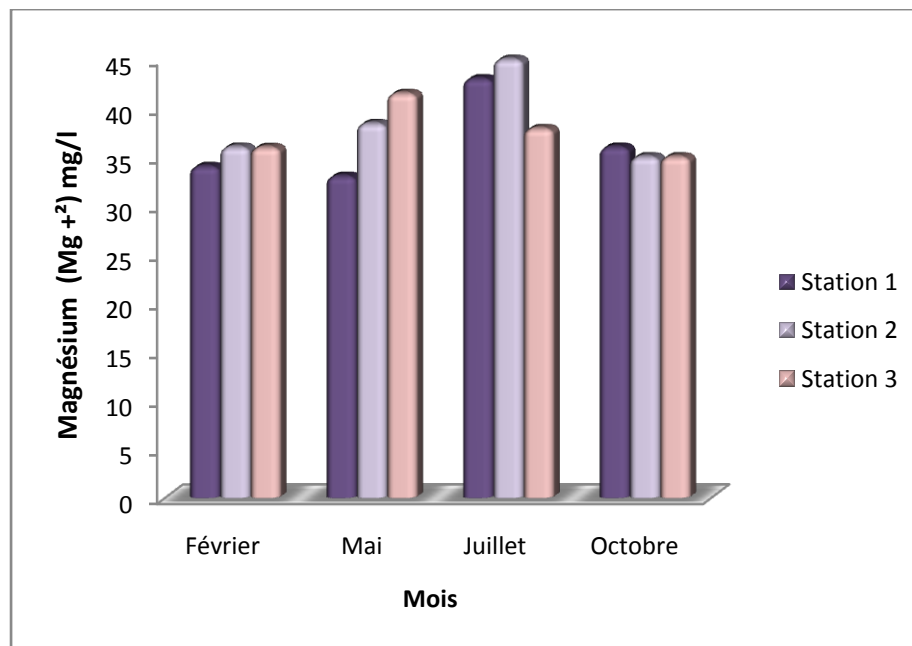


Fig.37. Variabilité spatio-temporelle de Magnésium (Mg²⁺) des eaux du barrage durant la période d'étude

2.10. La dureté totale :

La dureté de l'eau a un caractère naturel lié au lessivage des terrains traversés et correspond à la teneur en calcium et en magnésium. (Rodier et al, 2009).

La variabilité spatiotemporelle de la dureté des eaux est peu importante. Ces valeurs oscillent entre 34 F° (valeur minimale enregistré pendant le mois de juillet) et 40 F° enregistré pendant le mois de février (Fig.38).

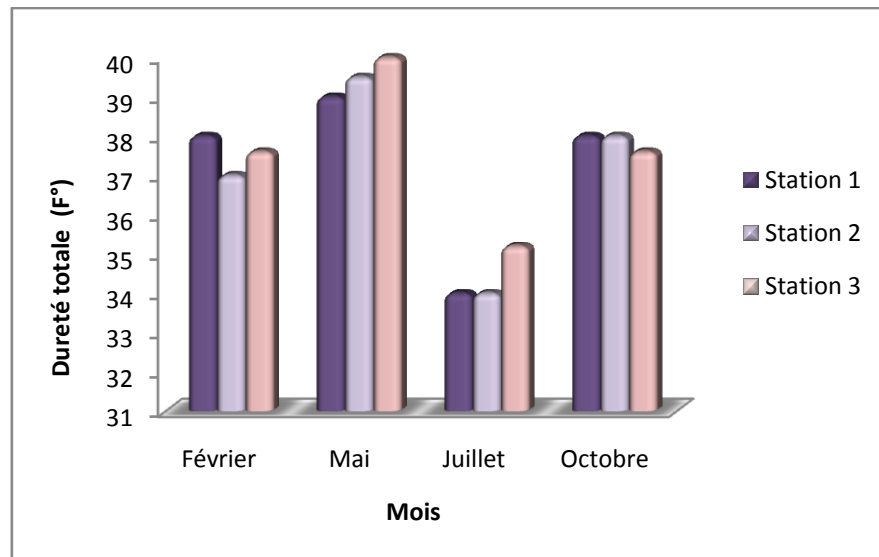


Fig. 38. Variabilité spatio-temporelle de la dureté totale (TH) des eaux du barrage.

Selon l'appréciation de **Rejsek, (2002)**, l'eau du barrage de Timgad est très dure (Tab.15).

Tab.15. qualité de l'eau en fonction de la dureté totale (Rejsek, 2002).

Dureté en F°	Qualité de l'eau
0 à 10	Eau très douce
10 à 20	Eau moyennement douce
20 à 30	Eau dure
Supérieure à 30	Eau très dure

L'OMS ne recommande pas de valeur guide mais indique qu'une dureté élevée peut provoquer la formation de dépôts, tandis qu'une faible dureté peut engendrer des problèmes de corrosion (**Rodier, 1996**).

2.11. Nitrate (NO₃⁻) :

Le taux de nitrates est très variable suivant la saison et selon l'origine des eaux ; l'activité humaine accélère le processus d'enrichissement des eaux en nitrates (l'utilisation des engrais et l'élevage) (**Rodier et al, 2009**).

En milieu naturel, sa concentration dépasse rarement 0,45 mg/l. Des valeurs supérieures indiquent des rejets d'eaux usées dans les milieux aquatiques superficielles et souterraines, et surtout une utilisation excessive de fertilisants utilisés en agriculture, (Chapman et al, 1996).

Les teneurs en nitrates des eaux du barrage varient de manière régulière dans les trois stations de prélèvements. La concentration minimale (0,12mg/l) est relevée pendant la période pluvieuse suite à l'effet de dilution, la maximale (1,19 mg/) a été enregistrée durant le mois de juillet au niveau de la première station (Fig.39).

Ces concentrations restent cependant inférieures à la concentration fixée par l'OMS (OMS, 2004) et qui est de 50 mg/l. De ce fait, les eaux étudiées ne sont pas assujetties à un risque de pollution par les nitrates.

Selon la grille de la qualité des eaux en nitrates proposée par l'agence de bassin hydrographiques (ABH.CSM, 1999) (Tab.16), les eaux du barrage Timgad sont d'excellente qualité.

Tab. 16. Grille de qualité des eaux en nitrates. ABH.CSM 1999).

Classe des qualités	Excellente	Bonne	passable	médiocre	Pollution excessive
Teneurs en nitrate (NO ₃ ⁻) mg/l	<5	5 à25	25 à 50	50 à 80	> 80

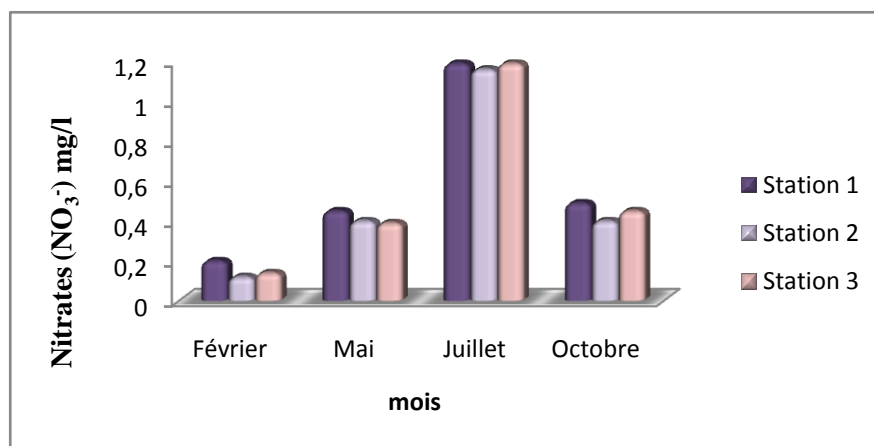


Fig.39. Variabilité spatio-temporelle des nitrates (NO₃⁻) des eaux du barrage durant la période d'étude.

2.12. Nitrite (NO_2^-) :

Les nitrites ne sont retrouvés que rarement en concentrations importantes dans les eaux naturelles (Debeiche, 2002).

Nos données montrent que la teneur en nitrites variée d'une période à une autre (Fig.40).

La teneur la plus faible (0.009 mg/l) est mesurée pendant le mois de février à la troisième station et la plus élevée (0.43 mg/l) est enregistrée pendant le mois de juillet à la première station. Plus élevé que la norme fixée par l'OMS de 0.1 mg /l, cette augmentation peut être liée à la dégradation de matières organiques (Hamaidi et al, 2009). Elle provient soit des excréments des animaux, des rejets des eaux usées et à l'augmentation de la température qui accélère le processus de la dégradation de la matière organique par la flore bactérienne.

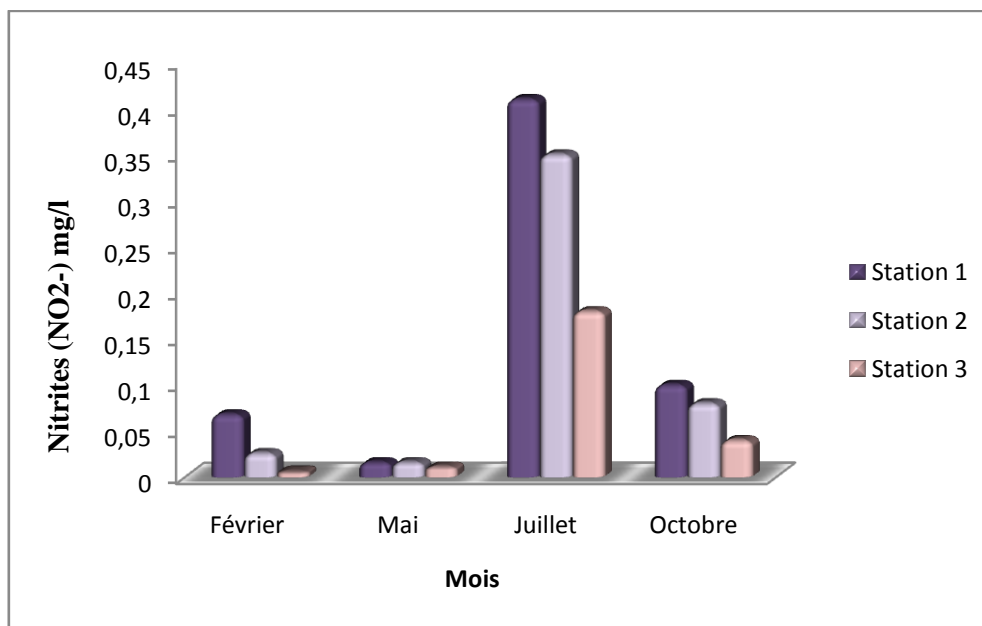


Fig. 40. Variabilité spatio-temporelle des nitrites (NO_2^-) des eaux du barrage durant la période d'étude.

Selon la grille de la qualité des eaux en nitrites appliquée par l'agence de bassin hydrographiques (ABH), L'eau du barrage Timgad est excellente à passable selon la période de prélèvement. (Tab.17)

Tab.17. Grille de la qualité des eaux en nitrite (ABH.CSM, 1999).

Classe des qualités	Excellente	Bonne	passable	médiocre	Pollution excessive
Teneurs en nitrites (NO ₂ ⁻) mg /l	<0.1	0.1 à 0.3	0.3 à 1	1 à 2	> 2

Une eau contenant des nitrites est considérée comme suspecte car cette présence est souvent liée à une détérioration de qualité microbiologique (**Rejesk, 2002**).

2.13. Ammonium (NH₄⁺):

Cette forme chimique de l'azote est apportée dans les eaux naturelles par les rejets animaux et humains (**Faurie, 1993**).

Pour les eaux du barrage et d'après nos résultats illustrés dans le graphe (Fig.41), la teneur en ammoniums varie d'une période à une autre. La valeur maximale est enregistrée pendant la période hivernale qui provient également des eaux de ruissèlement qui amènent des quantités importantes de matières organiques. La valeur minimale est notée pendant la période sèche dans la troisième station.

Aussi nous notons que l'azote ammoniacal est totalement absent durant la période sèche dans la station (S₁) et la station (S₂).

Cette absence de NH₄⁺ pourrait être due à la transformation par oxydation assez rapide de ce dernier en nitrites ou en nitrates (**Rejesk, 2002**).

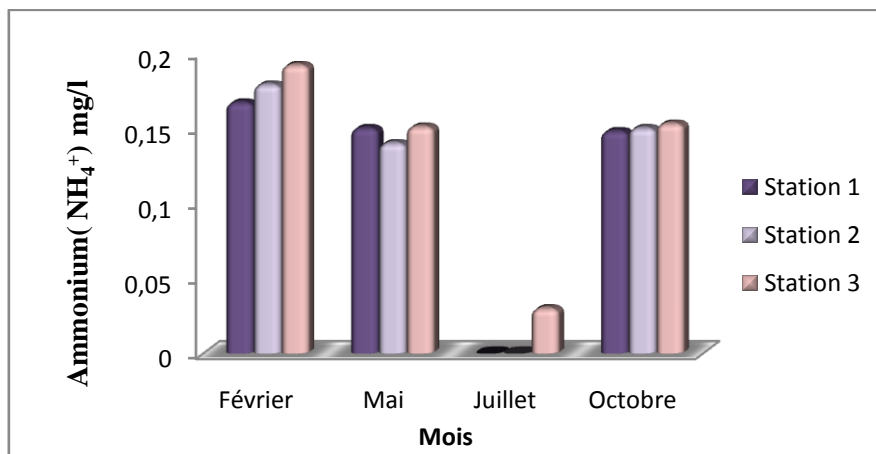


Fig.41. Variabilité spatio-temporelle de l'ammonium (NH₄⁺) des eaux du barrage durant la période d'étude.

En présence des microorganismes, l'azote organique contenu dans les matières organiques est oxydé en NH_4^+ . La nitrification convertit le NH_4^+ en NO_3^- en passant par le NO_2^- . Cette biotransformation s'effectue en deux étapes, en présence de *Nitrosomas* et de *Nitrobacter* respectivement. Le nitrate formé peut subir la dénitrification par réduction, essentiellement en NO_2^- . La dénitrification est aussi assurée par *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Micrococcus* et *Achronobacter* (**Chausse et al, 2003**).

Ces teneurs, très faibles à nulles, laissent prédire que cet élément ne constitue pas un risque de pollution pour les eaux du barrage étudié.

Selon la grille d'appréciation de la qualité des eaux en fonction d'ammonium proposée par l'Agence de bassin hydrographique (ABH), l'eau du barrage Timgad est bonne ($<0.1\text{mg/l}$ d' NH_4^+). (Tab.18).

Tab.18. La grille d'appréciation de la qualité des eaux en ammoniums (ABH.CSM, 1999).

Classe des qualités	Excellente	Bonne	passable	médiocre	Pollution excessive
Teneurs en ammonium (NH_4^+) mg/l	<0.1	0.1 à 0.5	0.5 à 2	2 à 8	> 2

2.14. Les phosphates (PO_4^{-2}) :

La présence de phosphore dans l'eau est due à des sources naturelles (érosion, lessivage), à des pollutions diffuse (engrais, lessivage) ou ponctuelle (effluents, notamment avec les rejets de détergents auxquels les phosphates sont encore fréquemment associées) (**Degrémont, 1995**). Des teneurs supérieures à $0,5\text{ mg/L}$ doivent constituer un indice de pollution (**Rodier et al, 2009**).

D'après le graphe (Fig.42), L'eau du barrage présente des concentrations variables en phosphates. Les valeurs maximales sont enregistrées pendant la période humide avec 0.054 mg/l dans la deuxième station, Les valeurs minimales sont toujours enregistrées pendant la période sèche.

Selon la grille d'appréciation de la qualité des eaux en fonction du phosphate proposée par l'Agence de bassin hydrographique (ABH), l'eau du barrage de Timgad est de qualité excellente (Tab.19).

Tab .19. La grille d'appréciation de la qualité des eaux en fonction du phosphate (ABH .CSM, 1999).

Classe de la qualité	Excellente	Bonne	passable	médiocre	Pollution excessive
Teneurs en phosphates (PO_4^{3-}) mg/l	<0.2	0.2 à 0.5	0.5 à 1	1 à 2	> 2

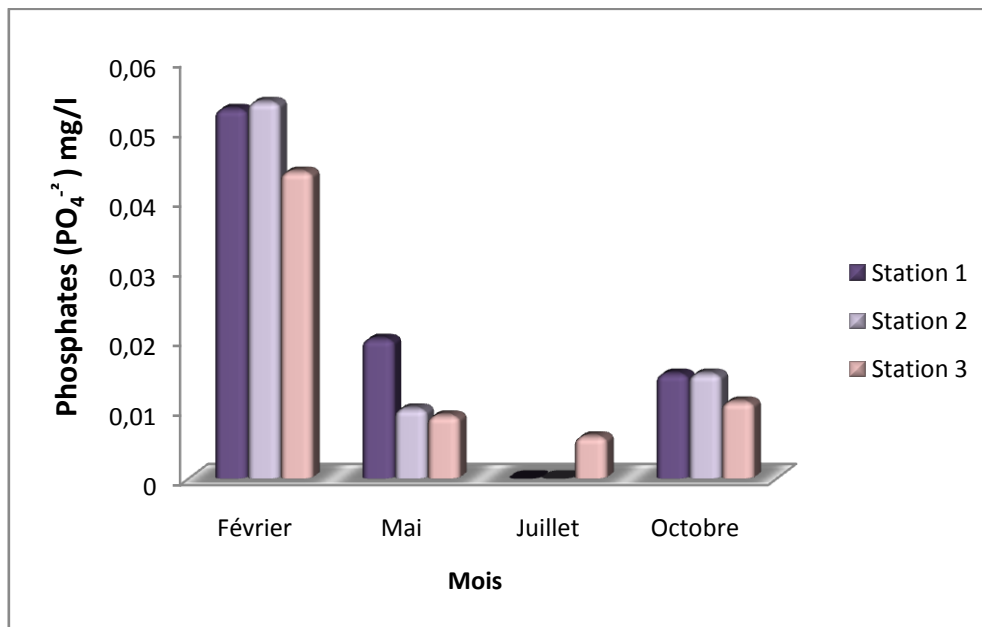


Fig. 42. Variations des teneurs en phosphate (PO_4^{3-}) dans l'eau du barrage durant la période d'étude.

2.15. Les Sulfates (SO_4^{2-}) :

Ils sont présents dans les eaux naturelles avec des teneurs très variables et ils peuvent provenir de la dissolution du gypse et à l'utilisation des engrais chimiques (Gaagai, 2009).

La variabilité spatiotemporelle des sulfates dans les eaux du barrage de Timgad oscille entre 87 mg/l et 141 mg/l, mais dans l'ensemble, elles sont inférieures à la norme de

potabilités fixée par l'organisation mondiale de la santé (OMS) qui recommande comme valeur limite 250 mg/l (OMS, 2004).

La concentration minimale en sulfate est relevée pendant le mois de février au niveau de la deuxième station et la concentration maximale a été enregistrée durant le mois de mai dans la même station (Fig.43).

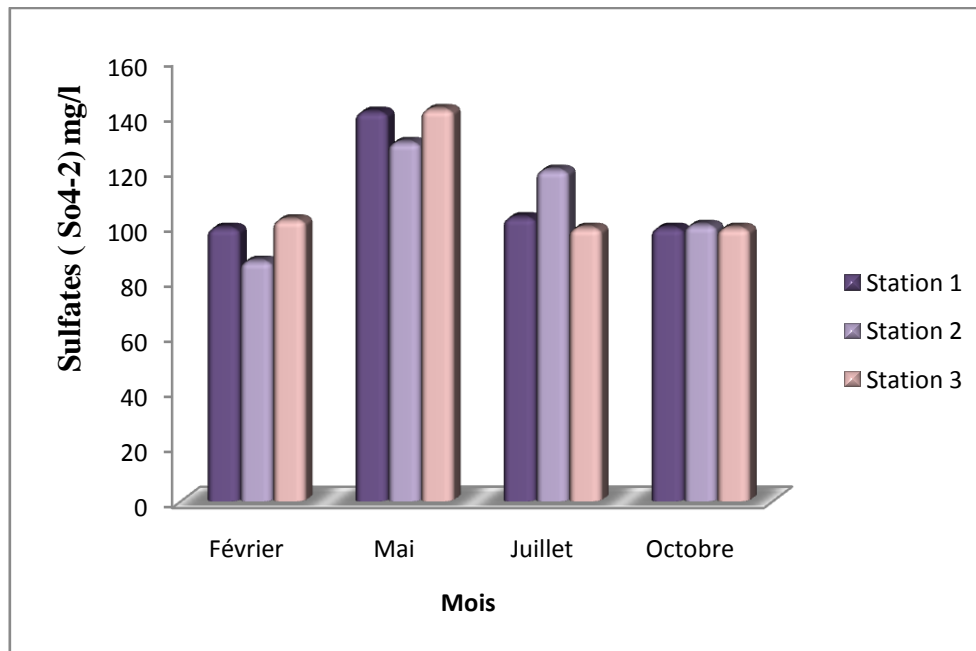


Fig. 43. Variabilité spatio-temporelle des Sulfates (SO_4^{2-}) des eaux du barrage durant la période d'étude.

Conclusion

Le barrage de Koudiat Medouar de la commune de Timgad (Wilaya de Batna) appartient au sous bassin versant de oued Chemorah. Il est soumis à un climat semi aride caractérisée par deux saisons distinctes l'une sèche et chaude l'autre pluvieuse et fraîche.

Ce barrage à pour objectif principale de satisfaire les besoins en eau de la ville de Batna et à l'irrigation des terres agricoles dans la plaine de Batna et de Chemorah.

Dans notre étude, nous avons essayé d'apprécier la qualité de l'eau de ce barrage au cours de l'année 2011 on s'est basé sur la recherche et le dénombrement de germes indicateurs de contamination fécale et une étude physico-chimique afin de suivre les variations spatio-temporelles de la qualité de l'eau.

Les résultats obtenus indiquent qu'aussi bien la qualité microbiologique que physico chimique des eaux ne réponde pas toujours aux critères en vigueur.

Les résultats des analyses microbiologiques nous exposent une contamination fécale de l'eau du barrage signalée par la présence de germes fécaux (coliformes totaux, fécaux et streptocoques fécaux) dont le nombre le plus important est révélé pendant la période humide ceux ci dépassent les normes de potabilité décrites par l'organisation mondiale de la santé (OMS). Les rejets des eaux usées et le lessivage des sols peuvent être considérés comme les sources principales de la contamination bactériologique du barrage.

Les germes pathogènes du genre *Salmonella*, *Staphylococcus aureus*, Vibrien cholérique et *Candida albicans* ainsi que les spores des bactéries anaérobies sulfite-réductrice n'ont pas été détecté malgré la présence de germe d'origine fécale, mais la présence de certains germes responsables d'infection transmis par l'eau *Pseudomonas aeruginosa* constituent sans doute une menace pour les riverains et les utilisateurs de l'eau.

Du point de vue physico-chimique, une variation spatiotemporelle est à noter pour les taux et les teneurs mesurées des paramètres étudiés.

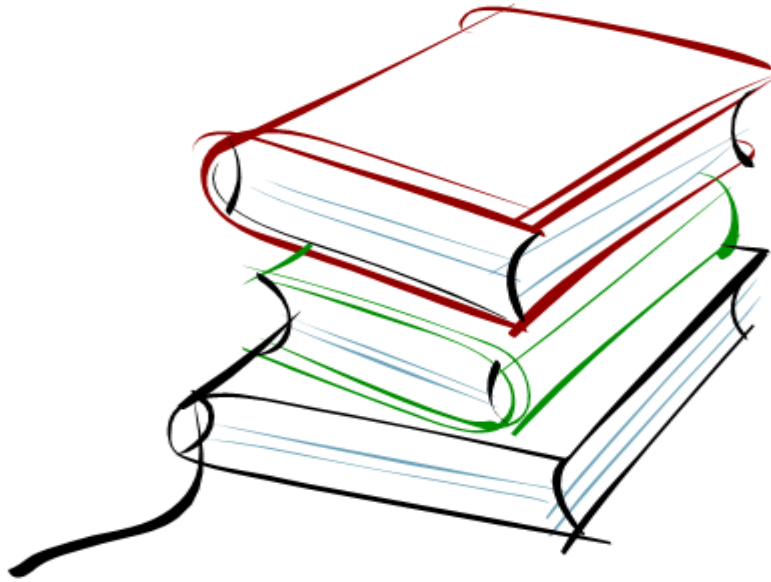
Les eaux du barrage ont un pH voisin de la neutralité avec un léger caractère alcalin, elles sont dure avec une minéralisation importante. Les teneurs en bicarbonates, chlorures, sulfates, phosphates, le calcium et en magnésium ont été influencées par la saison de prélèvement, leurs concentrations varient aussi selon la nature des terrains traversés et restent compatibles avec les normes des eaux de potabilité fixées par l'OMS.

Les teneurs en nitrates, ammoniums et phosphates sont détectés avec des taux très faibles et répondent aux normes de potabilité sauf que la concentration en nitrites atteint une valeur assez élevée que la norme fixée par l'organisation Mondiale de la Santé (0.1mg/l). Ces résultats confirment l'impact des rejets des eaux usées domestiques.

Il est certains que le barrage subit l'influence des rejets des eaux usées. Ces influences seront aggravées au cours du temps si les pouvoirs publics locaux n'adoptent pas une politique environnementale efficace.

En recommandation et pour protéger la qualité des eaux du barrage afin d'éviter une pollution future excessive il faut :

- ☞ épurer tous les eaux usées des agglomérations surplombants le barrage avant leurs rejets dans les oueds principalement celle de la commune de Bouhmar.
- ☞ créer un périmètre de protection interdit à toutes activités pouvant entraver la qualité de l'eau.
- ☞ réaliser des dosages d'éléments métalliques dans l'eau et les sédiments.
- ☞ refaire les analyses en augmentant le nombre d'échantillonnage.



Références bibliographiques

ABH-CSM, 1999. Agence de bassin Hydrographique ; constantinois-Seybouse-Mellégué) cahier de l'Agence (Qualité des eaux superficielles. Constantine). N°3,

ABH-CSM, 2010. Agence de bassin Hydrographique ; constantinois-Seybouse-Mellégué) cahier de l'Agence (Qualité des eaux superficielles dans les bassins des côtières constantinois et des hauts plateaux constantinois).

Aboukacem A., Chahlaoui A., Soulayman., 2007. *Etude comparative de la qualité bactériologique des eaux des oueds Boufrkrane et ouislane à la traversée de la ville de Meknès (Maroc)* revu. Microbilo. Ind. San et Environn. N°1,

ANB, 2003. Agence nationale des barrages *Barrage de Koudiat Medouar*- monographie – première édition.

Annab R., 2005. *Evaluation du risque d'érosion dans le bassin versant de Timgad et impact sur le barrage de Koudiat Medouar, approche multicritères* Mémoire de magister. Département de science géologique, Université de Batna.

Avril J., Denis F., Montail, 1992. *Bactériologie clinique* 2ème édition ellipsis

Abdoulaye D., Ould Sid'Ahmed M., Ould KANKOU, 2011. *Etude de la qualité physicochimique des eaux usées brutes de la ville de, Nouakchott catégorie : Environnement* ScienceLib Editions Mersenne : Volume 3, N ° 110703ISSN 2111-4706.

Aminot A., et Chaussepied M., 1983. *Manuels D'analyses Chimiques En Milieu Marin.*

Behloul S., 2009. *Évaluation de la matière organique dans l'eau du Barrage de Timgad, mémoire de magister en chimie de l'eau.* Mémoire de magister en Chimie. Université de Batna.

Belhadj M., 2006. *Etude de la pollution du barrage Zit Anba Skikda.* Mémoire de magister. En hydraulique. Université de Batna.

Belkhiri L., 2011. *Étude de la pollution des eaux souterraines : cas de la plaine d'Ain Azel Est Algérien.* Thèse de doctorat en science. Université de Batna.

Bendjama A., 2007. *Analyse microbiologique de l'eau potable du réseau de distribution et étude de la résistance aux antibiotiques de certaines souches bactériennes (cas de la ville d'Annaba).* Mémoire de magister. Université d'Annaba.

Benmessoud F., 2007. *Qualité physico-chimique, métallique et bactériologique de l'estuaire de Bou Regreg et l'impacte sur la biologie et la démographie de *venerupis decussata*.* Thèse de doctorat d'état en biologie. Université Rabat Maroc.

Bensaci T., 2007. *Détermination De la Qualité Physico-chimique Et Bactériologiques Des Eaux De Surface: Cas du Barrage Timgad (W. d'Oum El Bouaghi).* Mémoire de Magister, Centre Universitaire Larbi Ben M'hidi, Oum El-Bouaghi.

Bliefert C., Perraud R., 2000. *Chimie De L'environnement: Air, Eau, Sol, Déchet.* Edition De Boeck

Bou Saab H., Nassif., Anoine G, 2007. *Suivi de la qualité bactériologique des eaux de surface (rivière Nahr Ibrahim, Liban.* Revue de science de l'eau vol. 20

Bouziani M., 2000. *L'eau De La Pénurie Aux Maladies.* Editions Ibn-Khaldoun. Alger.

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

Chapman D., Kimstach V, 1996. *Sélection of water quality variables. Water quality assessments : a guide to the use of biota, sediments and water in environment monitoring,* Chapman edition, 2nd ed. E & FN Spon, London.

Chausse K., Phaneuf D., Levallois P, 2003. *Nitrates/Nitrites dans fiche de synthèse sur l'eau potable et la santé humaine.* Institut National de santé public. Québec. Contamination of the Gangetic river system right at its source.

Coulibaly. K., 2005. *Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau des puits de certains quartiers du district de Bamako.* Docteur en Pharmacie Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odontostomatologie.

Castany G. et Margot T., 1977. *Dictionnaire Français D'hydrogéologie, Géologie Minière.*

Dajoz R., 2003. *Précis d'écologie.* Edition Dunod, Paris,

Debieche T.H. 2002. *Evolution de la qualité des eaux (Salinité, Azote et métaux lourds) sous l'effet de la pollution saline, agricole et industrielle* Thèse doctorat Science de la terre Hydrogéologie et l'environnement.

Dégrément, 1995. *Mémento technique de l'eau* .Deuxième édition. Tome I.

Delaress C., 2007. *Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyse de contrôle*. Lavoisier edition Tec et Doc.

Delaress C.,Trebaol B, 2003. *Surveillance Sanitaire Et Microbiologique Des Eaux: Réglementation - Prélèvements - Analyses*. TEC & DOC.

Djemmal S., 2009. *L'effet de la sebkha sur la qualité des eaux souterraines dans la partie sud –est de Sétif cas du guidjal*. Mémoire de magister. Université de Constantine.

Embarger L., 1971. *Considérations complémentaire au sujet des recherches bioclimatiques phytogéographie et écologie*. Edition Masson et CIE Paris vol 1.

ENCARTA., 2005. Collection Microsoft, 1993-2004 Microsoft corporation

Ensalem R., 1986. *Climatologies générales*. Edition I.P.E.N.A.G Algérie Tome I

Faurie C., Ferra., 2003. *Ecologie, Approche scientifique et pratique*. 5e édition, Edition. Tec & Doc (Lavoisier).

Gaagai A., 2009. *Etude hydro chimique du bassin versant du bassin versant du barrage de Babar sur oued el Arabe région Est de l'Algérie* Mémoire de magister en hydraulique Université de Batna.

Grimaldi C., 2004. *Hydrochimie de petits bassins versants Apports à la connaissance du fonctionnement géochimique du sol et de la qualité de l'eau des cours d'eau*. Thèse pour l'obtention du Diplôme d'habilitation à diriger des recherches UMR INRA-Agrocampus (Sol Agronomie Spatialisation) .Université de Rennes 1

Guidoum A., 2004. *Etude hydrologique du bassin versant de l'Oued Chemorah à la station de chemorah* . Mémoire de magister en l'hydraulique. Université de Batna.

Guiraud J.P et Rosec J.P ,2004. *Pratique des normes en microbiologie alimentaire*. Afnor.

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

Hamaidi F., Hamaidi M., 2009. *Recherche des indicateurs bactériens de contamination fécale dans les eaux du barrage de lakhel (Bouira Algérie).* Département de Biologie Université de Blida Rev.Microbiol. Ind. San et Environn. Vol, 3, N°1.

Houadef R., et Salam D., 2007. *Monographie écologique de la zone humide du barrage Koudiat Medouar Timgad Batna* Mémoire d'ingénieur en écologie. Université de Batna.

Joffin C. et Joffin J.N., 1999 *.Microbiologie alimentaire* 5^{ème} édition. Centre régional de documentation pédagogique d'Aquitaine,

Kerdoud S., 2006. *Le bassin versant de Beni Haroun eau et pollution.* Mémoire de magister en aménagement du territoire. Université de Constantine.

Kettab A., 2000. *Les ressources en eau en Algérie: stratégies, enjeux et vision* .Ecole Nationale Polytechnique (ENP) - Alger, Laboratoire de Recherche des Sciences de l'Eau (LRS-EAU)

Lacroix G, 1991. *Lace rivières, milieu aquatique.* Eco guide. Édition bordas.

Lebres E ., 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.

Lebres E., 2006. *Cours D'hygiène Et De Microbiologie Des Eaux* (Manuel De Travaux Pratiques Des Eaux). Institut Pasteur d'Algérie.

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

Mebarki A., 2005. *Hydrologie des bassins de l'Est Algérien ressources en eau, aménagement et environnement.* Thèse de doctorat d'état (Géographie et Aménagement du Territoire, université Constantine

Meghni M., 2001. *Études comparatives de barrage de Koudiat .Medouar.* Mémoire de magister en hydraulique. Université de Batna.

Merzoug S., 2009. *Etude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj-Taher (Benazzouz, wilaya de Skikda.* Mémoire de Magister en Biologie. Université de Guelma.

Messamah N., Ashouri L., 2009. *Approche écologique du peuplement phytoplanctoniques du barrage de Koudiat Medouar.* Mémoire d'ingénieur d'états en écologie. Université de Batna.

N'gussan Y., 2008. *Dynamique des éléments traces dans les eaux de surface des bassins versants agricoles de Gascogne.* Thèse de doctorat en agrosystèmes, écosystèmes et environnement. L'Institut National Polytechnique. Université de Toulouse France.

OMS Organisation mondiale de la santé., 2004. Guide lines for drinking-water quality. Vol.1. Recommendations, 3rd Ed. World Health Organization. Geneva.

Prescott L., Harly J., Kelin D., 2003. *Microbiologie. 2ième édition.* De Boeck & Larcier. Paris.

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

Ramade F., 2000. *Dictionnaire encyclopédique des sciences de l'eau, biochimie et écologie des eaux continentales et littorales.* Edition science international, Parie.

Rejesk F., 2002. *Analyse Des Eaux ; Aspects Réglementaires Et Techniques.* Sceren. Paris.

Rodier J., Legube N., Merlet., 2009. *L'analyse De L'eau ; 9ème édition.* Dunod.

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

Roux M., 1987. Office International De L'eau: *L'analyse Biologique De L'eau. TEC & DOC.* Paris..

Sadani M., 2005. *Impact des ressources de pollution sur la qualité des ressources en eau en milieu aride: Cas du bassin versant du lac de barrage Mansour Eddahbi.* Thèse Doctorat Unv CADIAYYAD Marrakech Maroc.

Singleton P., 1999. *Bacteriologie. 2eme cycle.* 4^{ème} édition Dunod.

Smail N., 2009. *Transfert du phosphore de deux bassins et perspectives de modélisation.* Mémoire de master 2 en recherche de systèmes complexes naturels et industriels. Université de Rennes 1 INRA-Agrocampus (Sol Agronomie Spatialisation).

Soltner D., 1999. *Les bases de la production végétale.* Édition science et techniques agricole tome I le climat.

Tiri A., 2005. *Etude spatio-temporelle des écoulements de surface et leur qualité biochimique «cas du bassin versant de l'oued Reboa à Koudiat Medouar».* Mémoire de magister. En hydraulique. Université de Batna.

Tecult., 2008. Etude de la protection des bassins-versant des barrages Foum El Gherza, Fontain des Gazelles, Foum El Gueiss, Babar, Koudiat Medoua, K'sob et Ain Zada phase II – Description du milieu – version définitive

Annexes

1-Composition des de milieux culture :

- ◆ **B.C.P (bouillon lactosé au bromocrésol-pourpre):** il permet de rechercher et de dénombrer les coliformes, par la fermentation du lactose et la production de gaz.

Il y a deux types:

↵ **Double concentration :**

Peptone	10 g/l.
Extrait de viande.....	6 g/l.
Lactose	10 g/l.
Pourpre de bromocrésol.....	0.05 g/l.
Eau distillée.....	1000 ml.
pH final =6, autoclavage à 120°C pendant 20 minutes.	

↵ **Simple concentration :**

Peptone	5 g/l.
Extrait de viande.....	3 g/l.
Lactose	5g/l.
Pourpre de bromocrésol.....	0.025 g/l.
Eau distillée.....	1000 ml.
pH final =6, autoclavage à 120°C pendant 20 minutes.	

- ◆ **Milieu de Chapman :** le milieu de Chapman mannité est un milieu sélectif pour la culture des staphylocoques.

↵ **Formule** (en grammes par litre d'eau distillée) :

Peptone bactériologique	10g/l.
Extrait de viande de bœuf	1 g/l.
Chlorure de sodium.....	75 g/l.
Mannitol.....	10g/l.
Rouge de phénol.....	0.025 g/l.
Agar	15g/l.
pH final= 7.5 (environ)	

↵ **Préparation :**

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

- ◆ **Milieu de Mac Conkey** : l'utilisation de ce milieu est recommandée pour isoler et énumérer les entérobactéries dans les eaux, le lait, les matières alimentaires, les urines. Il peut aussi être utilisé pour la recherche, dans les matières fécales, des salmonella, *shigella* et des E. coli entéropathogènes pour les nourrissons.

↪ **Formule** (en grammes par litre d'eau distillée)

Peptone bactériologique.....	20 g/l.
Sels biliaries.....	1.5 g/l.
Chlorure de sodium	5 g/l
Lactose	10g/l
Rouge neutre	0.03 g/l.
Cristal violet.....	0.001 g/l.
Agar	15 g/l.
pH = 7.1 (environ).	

↪ **Préparation :**

Verser 51.5 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Faire bouillir jusqu'à dissolution complète. Stériliser à l'autoclave à 120 °C pendant 15 minutes. Liquéfier au bain-marie bouillant et coller en boîte de pétri. Après solidification, laisser sécher à l'étuve à 37°C (couvercle entrouvert).

◆ **Milieu de Hektoen :**

↪ **Formule** (en grammes par litre d'eau distillée) :

Protéase peptone.....	12g/l
Extrait de levure	3.0 g/l
Saccharose.....	12.0 g/l
Lactose	2.0 g/l
Solicine.....	2.0 g/l
Chlorure de sodium.....	5.0 g/l
Thio sulfate de sodium.....	5 g/l
Citrate ferrique ammoniacal	5 g/l
Sels biliaries	9.0 g/l
Bleu de bromothynol.....	0.064 g/l
Fuchsine acide	0.04 g/l

➤ **Préparation :**

Dissoudre 75 g/l, ne pas autoclave. Après refroidissement aux environs de 50°C, 15 mg/l Novobiocine peuvent être mélangés sous forme de solution aqueuse filtrée stérilement. Couler en boîtes pH=7.7±0.1.

◆ **Viande foie (VF):** préparer en deux étapes :

➤ **Milieu de base :**

Base viande foie.....	30g
Glucose	2g
Amidon	2g
Agar	1g
Eau distillée	1000 ml

➤ **Au moment de l'emploi :** Ajouter à 20 ml de base fondé

Sulfate de sodium a 5 %.....	0.5 ml
Alun de fer commonacol.....	4 gouttes

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

↵ **Formule(en grammes par litre d'eau distillée) :**

Peptone	5g/l
Extrait de viande	1g/l
Extrait de levure	2g/l
Chlorure de sodium	5 g/l
Agar	15g
pH =7.4 (environ)	

↵ **Préparation :**

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

◆ **Rothe (bouillon glucose l'acide de sodium) :** il y a deux types :

↵ **Double concentration :**

Tryptone.....	40 g
Glucose.....	10 g
Chlorure de sodium	10 g
Phosphate bi potassique	5.4 g
Acide de sodium	0.4 g

Eau distillée.....1000ml
 pH=6.8 autoclavage=15 mn à 121°C.

↵ **Simple concentration :**

Tryptone20 g
 Glucose..... 5 g
 Chlorure de sodium..... 5g
 Phosphate bi potassique..... 2.7 g
 Acide de sodium0.2 g
 Eau distillée..... 1000ml
 pH=6.8 autoclavage=15 mn à 121°C.

◆ **Eva-Litsky :**

Peptone.....20g/l
 Glucose5g/l
 Chlorure de sodium5g/l
 Phosphate bi potassique2.7 g/l
 Azosphate de sodium..... 0.3 g/l
 Ethyle- vliote..... 5g/l
 pH =7

◆ **TGEA (gélose numération : gélostryptone-glucose-Extrait de levure) :**

Tryptone..... 5g
 Glucose1g
 Extrait de levure..... 2.5 g
 Gélose15g
 Eau distillée..... 1000ml
 pH =7

2. Réactifs :

◆ **Réactif TDA :** pour la recherche de tryptophane désaminase :

Perchlorure de fer..... 3.4 g
 Eau distillée.....100ml
 HCL37%

◆ **Réactif de Voges Proskauer (VP) :** pour la recherche de l'acétone :

↵ **VP 1 :**

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

↵ **VP 2 :**

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

◆ **Réactif Kovax** : pour la recherche de l'indole.

Coloration de Gram :

• **Lugol** : Elle est utilisée sur la coloration de Gram pour fixer le colorant

-Iode.....1g.
-Iodure de potassium.....2g.
Eau distillée.....3g.

• **Violet de gentiane** : Elle est utilisée pour colorer les bactéries.

-violet de gentiane.....1g.
-Ethanol à 90%.....1ml.
-phénol.....2g.
-Eau distillée.....100ml [

2-

Tab.1 : Table de Mac-Grady (NPP)

Nombre caractéristique	Nombre de micro-organisme
000	0.0
001	0.3
010	0.3
011	0.6
020	0.6
100	0.4
101	0.7
102	1.1
110	0.7
111	1.1
120	1.1
121	1.5
130	1.6
200	0.9
201	1.4
202	2.0
210	1.5
211	2.0
212	3.0
220	2.0
221	3.0
222	3.5
223	4.0
230	3.0
231	3.5
232	4.0
300	2.5
301	4.0
302	6.5
310	4.5
311	7.5
312	11.5
313	16.0
320	9.5
321	15.0
322	20.0
323	30.0
330	25.0
331	45.0
332	110.0
33	140.0

3-

Tab.24. Tableau de lecture de l'APi20E

Test	Groupements active	Réactions/ Enzymes	Résultats	
ONPG	Ortho-nitro-phényle-B-D- Galactopyranoside	Beta-galactosidase	Positive	Négative
			incolore	Jaune
ADH	Arginine	Arginine désahydrolase	Jaune	Rouge/orange
LDC	Lysine	Lysine décarboxylase	Jaune	Orangé
ODC	Orthine	Ornithine décarboxylase	Jaune	Rouge/orange
<u>CIT</u> ₁	Sodium citrate	Utilisation de citrate	vert	Bleu-ver/orange
<u>H₂S</u>	Thiosulfate de sodium	Production de H ₂ S	incolore	Noir
URE	Urée	Uréase	Jaune	Rouge/orange
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase	Jaune	Marron
IND	Tryptophane	Production d'indole	incolore	Rose
<u>VP</u> ₁	Pyruvate de sodium	Production d'acétoine	VP1+ VP2	
			Incolore	Rose/rouge
<u>GEL</u> ₁	Gélatine emprisonnant de charbon	Gélatinase	Pas de diffusion de pigment noir	Diffusion de pigment noir
GLU	Glucose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune/vert jaune
MAN	Mannitol	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
INO	Inositol	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
SOR	Sorbitol	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
RHA	Rhamnose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
SAC	Sucrose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
MEL	Mlebiose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
AMY	Arabinose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
ARA	arabinose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
NO ₃ -NO ₂	GLU tube	Production de NO ₂ réduction N ₂ gaz	NIT 1+NIT 2, 2-3 min	
			Jaune	Rouge

4- Méthodes d'analyses

↪ Dosage de sulfate (SO₄²⁻) :

Etablissement de la courbe d'étalonnage : Dans une série de tubes à essai numérotés, introduire successivement.

Numéro des tubes	0	1	2	3	4	5	6
solution étalon de SO ₄ ²⁻	0	1	3	5	7	9	10
eau distillée ml	50	49	47	45	43	41	40
Hcl 1/10 ml	1	1	1	1	1	1	1
Réactif mélangé (ml)	5	5	5	5	5	5	5
Correspondance mg/l SO ₄ ²⁻	0	3	9	15	21	27	30

Agiter 2 ou 3 fois énergiquement. Après 15 minutes de repos, agiter à nouveau et faire la lecture au spectromètre à la longueur d'onde de 650 nm. Construire la courbe d'étalonnage.

↪ Dosage de nitrate (NO₃⁻):

Etablissement de la courbe d'étalonnage: Dans une série de capsules de 60 ml, introduire successivement:

Numéro des tubes	T	1	2	3	4
Solution étalon azote nitrique à 0.005g/l	0	1	2	5	10
Eau distillée (ml)	10	9	8	5	0
Correspondance en mg d'azote nitrique	0	0.5	1	2.5	5
Solution de salicylate de sodium (ml)	1	1	1	1	1
Acide acétique (ml)	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2

Attendre 5 minutes puis évaporer à sec au bain-marie ou dans une étuve portée à 75-80°C (ne pas surchauffer ni chauffer trop longtemps). Ajouter 1 ml de solution de salicylate de sodium, mélanger puis évaporer. Laisser refroidir.

Reprendre le résidu par 1 ml d'acide sulfurique concentré ayant soin de l'humecter complètement. Attendre 10 minutes, ajouter 15 ml d'eau déionisée puis 10 ml de solution d'hydroxyde de sodium qui développe la couleur jaune. Construire la courbe d'étalonnage

↪ Dosage de l'ortho phosphate (PO₄⁻) :

Etablissement de la courbe d'étalonnage : Introduire dans une série de fioles jaugées de 25 ml

Numéro des tubes	0	1	2	3	4	5
solution fille à 1 mg/l P	0	1	5	10	15	20
eau distillée ml	20	19	15	10	5	0
[c] en PO ₄ ³⁻ (mg)	0.0	0.001	0.005	0.010	0.015	0.020
Acide ascorbique (ml)	1	1	1	1	1	1
Réactif mélangé (ml)	4	4	4	4	4	4
Attendre 10 mn.						

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. Construire la courbe d'étalonnage

ABSTRACT

In order To determine the microbiological and physic-chemical of water quality of Timgad Dam used for irrigation perimeters and the production of drinking water for the city of Banta, analyzes were made during the year 2011 and that have made mainly on the quantification of indicator bacterial contamination fecal and the search for pathogens and the determination of the concentration of certain physic-chemical elements in these waters.

The results of chemical analysis, have shown that the variation in element concentration is closely related to several factors (rainfall, geological substrate, human activities), but these levels are still low to cause organic pollution. except that the nitrite concentration exceeds the standard set by World Health Organization (WHO) during the month of July.

While the results of microbiological analysis we expose a slight fecal contamination of waters identified by the presence of fecal bacteria, as well as the presence of other bacteria responsible for infections transmitted by water, mainly caused by discharges from wastewater which are for infections probably a threat to the people and the environment.

Keywords:

Timgad dam, microbiological quality, physic-chemical, pollution.

ملخص

من أجل تقييم نوعية المياه الميكروبيولوجية و الفيزيوكيميائية لسد تيمقاد الذي يستعمل للري ولتزويد بمياه الشرب لمدينة باتنة، أجريت تحاليل خلال سنة 2011 و القائمة أساسا على القياس الكمي للبكتيريا المسببة للتلوث البرازي والبحث عن بكتيريا المسببة للأمراض و أيضا تحديد تركيز بعض العناصر الفيزيائية و الكيميائية لهذه المياه

أظهرت نتائج التحليل الكيميائي أن اختلاف تركيز العناصر راجع إلي عدة عوامل وهطول الأمطار، وركيزة الجيولوجية، والأنشطة البشرية)، ولكن تركيز هذه العناصر لا تزال منخفضة لكي تسبب التلوث العضوي. إلا أن تركيز النتريت يتجاوز المقياس المحدد من قبل منظمة الصحة العالمية خلال شهر جويلية

في حين أن نتائج التحليل الميكروبيولوجي يكشف عن تلوث البرازي طفيف لمياه السد وذلك من خلال وجود البكتيريا البرازية، فضلا عن وجود البكتيريا المسؤولة عن بعض من الأمراض التي تنتقل عن طريق المياه ، وهو ينجم أساسا عن تصريف مياه الصرف الصحي و التي ربما تشكل خطرا على الناس والبيئة.

الكلمات الدالة:

سد تيمقاد، الميكروبيولوجية , الفيزيوكيميائية ، التلوث

Nom : **SMAIL**
Prénom : **HIZIA**

Soutenu le :

Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de Magistère
Option: Gestion intégrée des ressources en eau et développement durable

Thème : Evaluation microbiologique et physico-chimique de l'eau du barrage de Timgad (wilaya de Batna).

Résumé

Afin d'apprécier la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de Barrage du Timgad utilisée pour l'irrigation et a la production d'eau potable pour la ville de Batna, des analyses ont été effectuées au cours de l'année 2011 et qui ont portées principalement sur le dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécale et la recherche de germes pathogènes ainsi que la détermination de la concentration de certains éléments physico-chimiques dans ces eaux.

Les paramètres physico-chimiques ont montrés que la variation de la concentration des éléments est étroitement liée a plusieurs facteurs (pluies, substrat géologique, activités anthropiques) mais ces concentrations restent quand même faibles pour pouvoir causer une pollution organique. Sauf que la concentration en nitrites dépasse la norme fixée par l'OMS pendant le mois de juillet.

Les résultats des analyses microbiologiques nous exposent une légère contamination fécale des eaux; signalées par la présence de germes fécaux, ainsi que la présence d'autres germes responsables d'infections transmises par l'eau, causée principalement par les rejets des eaux usées qui constituent sans doute une menace pour les habitants et l'environnement.

Mots clés : Barrage de Timgad, qualité physico-chimique, qualité microbiologique, pollution

Devant le jury:

M. Darbouche Abdelhak (Prof.)

Université de Khenchela (Président)

M. Houhamdi Moussa (Prof)

Université de Guelma (Encadreur)

M. Khiari Abdelkader (Prof.)

Université d'Oum El Bouaghi (Examineur)

M. Saheb Menouar (MCA.)

Université d'Oum El Bouaghi (Examineur)