

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة 8 ماي 1945 قالمة
Université 8 Mai 1945 Guelma
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Science Biologique
Spécialité/Option : Santé, Eau et Environnement / Microbiologie de l'environnement
Département : Ecologie et de génie de l'environnement

**Thème: Contribution à l'étude physicochimique et microbiologique
des eaux superficielles Cas : Oued El Mellah (Nord-Est Algérien)**

Présenté par :

AIDAOUI Sawsen
ALLOUI Karima
MADI Roqiya

Devant le jury composé de :

Président : Mme. BENACER. L	M.A.A	Université de Guelma
Examineur : Mr. MERZOUG. A	M.C.B	Université de Guelma
Encadreur : Mr. GUEROUI. Y	M.A.B	Université de Guelma

Juin 2016

Résumé

Dans le cadre de traiter la qualité physicochimique et microbiologique des eaux de l'Oued El Mellah situé dans le Nord-est Algérien, deux campagnes de prélèvement ont été effectués pendant le mois de Février et Avril 2016 au niveau de 4 sites situés le long de l'Oued.

Les résultats de l'analyse des paramètres physico-chimiques, nous ont permis d'évaluer la dégradation de qualité des eaux de l'Oued El Mellah. Ces résultats ont montré globalement que les paramètres de la conductivité électrique enregistrés au niveau des prélèvements sont d'une minéralisation forte avec des teneurs élevées en sulfates. L'examen de la qualité microbienne montre une contamination importante due aux rejets domestiques, industriels, ou aux activités agricoles qui est la cause de la présence de plusieurs espèces pathogènes.

Mots clés : Oued El Mellah, Eaux Superficiels, Qualité, Pollution, Minéralisation, Microbiologie.

Abstract

In the context of treating the physicochemical and microbiological quality of waters of Oued El Mellah located in the North-east of Algeria, two campaigns of sampling were carried out during the month of February and April 2016 at the level of 4 sites located along the wadi.

The results of physico-chemical parameters analysis have enabled us to evaluate the degradation of quality in waters of Oued El Mellah. These results have shown that the parameters of the electrical conductivity recorded are a strong mineralization with high levels of sulphate. Examination of microbial quality shows a significant contamination due to releases domestic, industrial, or agricultural activities which is the cause of presence of several pathogens species.

Key words: Oued El Mellah, Superficial waters, Quality, Pollution, Mineralization, Microbiology.

ملخص

في إطار معالجة النوعية الفيزيائية والكيميائية و الميكروبيولوجية لمياه واد المالح الواقع شمال شرق الجزائر, أجريت حملتين لأخذ العينات, خلال شهري فيفري وأبريل 2016 في أربع مواقع على طول الوادي.

نتائج تحليل المعايير الفيزيائية والكيميائية, سمح لنا بتقييم تدهور نوعية مياه واد المالح, حيث أظهرت هذه النتائج أن ناقلية المياه مرتفعة و هذا راجع إلى التمدن القوي مع مستويات عالية من الكبريتات. كما أظهر الفحص الميكروبي تلوث كبير على مستوى الوادي بسبب النفايات المنزلية والصناعية, و الأنشطة الزراعية مما أدى إلى وجود العديد من أنواع البكتيريا الضارة.

الكلمات المفتاحية: واد المالح, المياه السطحية, نوعية, تلوث, تمعدن, علم الأحياء الدقيقة

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
Tableau 01	Répartition spatiale des eaux souterraines du Nord de pays	04
Tableau 02	Répartition spatiale des eaux de surface	05
Tableau 03	Coordonnées de la station météorologique utilisé dans l'étude du climat de la région	18
Tableau 04	Températures moyennes mensuelles en °C (1994-2014)	19
Tableau 05	Précipitations moyennes mensuelles en mm (1994-2014)	20
Tableau 06	Compagnes d'échantillonnage dans la zone d'étude	24
Tableau 07	Dosage des Nitrates	30
Tableau 08	Dosage des Nitrites	31
Tableau 09	Dosage de l'ion Ammonium	31
Tableau 10	Dosage d'Ortho-phosphates	31
Tableau 11	Dosage des Sulfates	32
Tableau 12	Dosages de Silicium	32
Tableau 13	Origine de la pollution fécale selon le rapport CF/SF.	42
Tableau 14	Variation des éléments majeurs des eaux de l'Oued El Mellah	64
Tableau 15	Détermination du rapport CF/SF	70
Tableau 16	Anaérobies Sulfite-Réducteur (ASR/20 ml)	71
Tableau 17	Résultats de l'identification par la galerie API 20 E	72
Tableau 18	Résultats de l'identification par la galerie API 20 NE	72
Tableau 19	Résultats de l'identification par la galerie API 20 Strep	73
Tableau 20	Résultats de l'identification par la galerie API 20 Staph	73
Tableau 21	Résultats de l'identification par la galerie API 20 C AUX	73

Liste des figures

N ^o	Titre	Page
Figure 01	Situation géographique de site d'étude (Oued El Mellah)	13
Figure 02	Carte géologique de la région de Bouchegouf (M. J. Flandrin, 1930)	14
Figure 03	Variation de la température: station de Guelma (1994-2014) a : moyenne mensuelle, b : interannuelle	19
Figure 04	Variation des précipitations : station de Guelma (1994-2014) a : moyenne mensuelle, b : interannuelle	20
Figure 05	Variation de l'humidité: station de Guelma (1994-2014) a : moyenne mensuelle, b : interannuelle	21
Figure 06	Variation de la vitesse du vent: station de Guelma (1994-2014) a : moyenne mensuelle, b : interannuelle	21
Figure 07	Diagramme Ombrothermique : Guelma (1994-2014)	22
Figure 08	Climagramme d'Emberger (Station : de Guelma)	23
Figure 09	Situation géographique des points de prélèvement	25
Figure 10	Présentation des points de prélèvement	25
Figure 11	Spectrophotomètre d'émission de flamme JENWEY-PEP7	30
Figure 12	Solvant S-316	33
Figure 13	Appareil HORRIBA OCMA 310	34
Figure 14	Recherche et dénombrement des germes revivifiables	36
Figure 15	Recherche et dénombrement des coliformes	38
Figure 16	Recherche et dénombrement des Streptocoque fécaux	41
Figure 17	Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfito-réductrices	43
Figure 18	Variation de la conductivité électrique	50
Figure 19	Variation du potentiel hydrogène	51
Figure 20	Variation d'oxygène dissous	52
Figure 21	Variation de la température	52
Figure 22	Variation de calcium dans les points de prélèvement	53
Figure 23	Variation de Magnésium	54
Figure 24	Evolution de Chlorure	55
Figure 25	Evaluation du Sodium	55

Figure 26	Evaluation du Potassium	56
Figure 27	Evaluation des Bicarbonates	57
Figure 28	Evaluation des Sulfates	58
Figure 29	Variation des nitrates	58
Figure 30	Variation des Nitrites	59
Figure 31	Variation d'Ammonium	60
Figure 32	Variation des Ortho-phosphates	61
Figure 33	Variation de Silice	61
Figure 34	Variation des huiles et graisses	62
Figure 35	Diagrammes de Piper des eaux de l'Oued El Mellah (2016)	63
Figure 36	Diagramme de RICHARDS classification des eaux d'irrigation en fonction du SAR	66
Figure 37	Flore mésophile totale à 22 °C	67
Figure 38	Flore mésophile totale à 37 °C	68
Figure 39	Nombre de Coliformes totaux	69
Figure 40	Nombres de Coliformes fécaux	69
Figure 41	Nombre de <i>Streptocoques</i> fécaux dans 100 ml d'eau	70

TABLE DES MATIÈRES

	Page
Résumé	
Abstract	
ملخص	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Table des matières	
Introduction	1
Chapitre I : Synthèse Bibliographique	
1. Définition de l'eau	3
2. Les ressources en eau en Algérie	3
2.1. Les ressources en eau souterraine	3
2.2. Les ressources en eaux de surface	4
3. Un cours d'eau	5
3.1. Les différents types des cours d'eau	5
.2. Les éléments d'un cours d'eau	6
4. La pollution des eaux	7
4.1. Définition	7
4.2. Origine	7
4.3. Catégories de la pollution	8
4.3.1. Déchets biodégradables	8
4.3.2. Substances nutritives des plantes	8
4.3.3. Chaleur	8
4.3.4. Dépôt de sédiment	9
4.3.5. Produits toxiques et dangereux	9
4.3.6. Polluants radioactifs	9
5. Impacts de la pollution sur l'eau	10
5.1. Impacts des déchets domestiques	10
5.2. Impacts des activités industrielles	10
5.3. Impacts de l'agriculture	10

6. La pollution des écosystèmes aquatiques en Algérie	11
---	----

Chapitre II : Cadre général de la zone d'étude

1. Description de la zone d'étude	12
1.1. Situation géographique	12
1.2. Site d'étude (Oued El Mellah)	12
2. Aperçu géologique	12
2.1. Litho-stratigraphie	13
2.1.1. Miocène	13
2.1.2. Quaternaire	13
2.1.3. Mio-pliocène continental	13
2.1.4. Les formations allochtones	14
a. Nappe Numidienne	14
b. Nappe ultra-tellienne	15
b.1. Paléocène- Eocène (Paléogène)	15
b.2. Crétacé supérieur	15
b.3. Crétacé inférieur	15
2.1.5. Complexe salifère du Nador	15
3. Cadre Biotique	16
3.1. La flore	16
3.2. La faune	16
4. Aperçu Socio- Economique	17
5. Réseau hydrique	17
6. Etude climatique	18
6.1. La température	18
6.2. Les précipitations	19
6.3. L'humidité relative	20
6.4. Le vent	21
6.5. Synthèse climatique	21
7. Utilisation des eaux d'Oued El Mellah	23

Chapitre III : Matériel et Méthodes

1. Choix des sites et prélèvement	24
2. Prélèvement	26
3. Méthodes d'analyses	26
3.1. Analyse physicochimique	26
3.1.1. Les mesures in situ	26
3.1.2. Les mesures de laboratoire	27
a. pH	27
b. Les analyses chimiques	27
b.1. Dureté ou titre hydrotimétrique (TH)	27
b.2. Calcium	28
b.3. Magnésium	28
b.4. Bicarbonates	28
b.5. Chlorures	29
b.6. Sodium, Potassium	29
b.7. Nitrates, Nitrites, Ammonium, Orthophosphates, Sulfates et Silice	30
b.8. Dosage des huiles et graisses	33
3.2. Analyse microbiologique	34
3.2.1. Dénombrement des germes revivifiables	34
3.2.2. Dénombrement des Coliformes (Colimétrie en milieu liquide)	35
3.2.3. Dénombrement des <i>Enterococcus</i>	39
3.2.4. Dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfite-Réducteurs	42
3.2.5. Recherche et isolement des germes pathogènes	45
a. Milieux de culture utilisés	45
b. L'identification	45
b.1. Caractères morphologiques	45
b.2. Identification biochimique	46
c. Recherche et isolement de <i>Psodomonas aeruginosa</i>	46
d. Recherche et isolement de <i>Staphylococcus aureus</i> sur milieu Chapman	47
e. Recherche et isolement de <i>Vibrio cholérique</i>	47
f. Recherche et isolement des Salmonelles	48
g. Recherche des levures et des champignons sur gélose Sabouraud	49

Chapitre IV : Résultats et discussion

1. Paramètres physicochimiques	50
1.1. Conductivité	50
1.2. Potentiel d'hydrogène	51
1.3. Oxygène Dissous	51
1.4. Température	52
1.5. Les éléments majeurs	53
1.5.1. Calcium	53
1.5.2. Magnésium	53
1.5.3. Chlorures	54
1.5.4. Sodium	54
1.5.5. Potassium	55
1.5.6. Les Bicarbonates	56
1.5.7. Les Sulfates	57
1.6. Les éléments de pollution (Les nutriments)	57
1.6.1. Nitrates	57
1.6.2. Nitrites	59
1.6.3. Ammonium	59
1.6.4. Ortho-phosphates	60
1.7. Silice	61
1.8. Huiles et graisses	62
2. Faciès chimiques des eaux	62
3. Aptitude des eaux à l'irrigation	64
4. Qualité bactériologique de l'eau	66
4.1. Charge mésophile totale	66
4.1.1. Bactéries aérobies revivifiables à 22 °C	66
4.1.2. Bactéries aérobies revivifiables à 37 °C	67
4.2. Germes de contamination fécale	67
4.2.1. Coliformes totaux	67
4.2.2. Coliformes fécaux	69
4.2.3. <i>Entérocoques</i> (<i>Streptocoques</i> fécaux)	69
4.2.4. Rapport coliformes fécaux/ streptocoques fécaux (CF/SF)	70

4.3. Dénombrement des bactéries anaérobies sulfito-réductrices	71
4.4. Identification des souches microbiennes	71
Conclusion	75
Références Bibliographiques	77
Annexes	

Introduction

Introduction

L'eau est un élément indispensable pour la vie et pour le développement socio-économique réel et durable d'un pays, il est donc nécessaire d'avoir une meilleure connaissance sur les ressources en eau existantes surtout la vulnérabilité et les mesures nécessaires pour les développer, gérer et protéger (**Belghiti *et al.*, 2013**).

En Algérie, et d'après le rapport sur la gestion de la qualité de l'eau et des interventions possibles du (Méditerranéen Environment Technical Assistance Program), les ressources en eau de surface provenant des précipitations annuelles, sont estimées à 12 400 millions de m³. On estime qu'environ 95 % des ressources en eau de surface se trouvent au Nord tandis que seulement 5 % des ressources sont au Sud (**Boudraa et Khemis Mohamed, 2011**).

L'altération de l'environnement naturel, notamment les eaux superficielles est devenue progressivement une préoccupation mondiale grâce aux croissances démographiques et la modernisation de l'agriculture (**Chaoui, 2007**).

Dans le Nord-est Algérien, l'Oued Seybouse traverse les régions de Guelma et d'Annaba pour se déverser dans la mer Méditerranée et participe en tant que source hydrique dans les activités économiques (agriculture, industrie, etc...) (**Chaoui *et al.*, 2013**)

Quant à l'oued Mellah, un affluent majeur de la Seybouse, irrigue la plaine de Bouchegouf et longe la région d'étude. Il reçoit les eaux usées domestiques et industrielles des régions avoisinantes et les eaux d'infiltration des plaines agricoles. Les eaux de l'Oued Mellah, sont soumises à une pollution minérale intensifiée par les rejets industriels ; ceci montre que ces régions sont menacées par des pollutions croissantes de différentes sources et une évaluation précise de ces risques doit être établie pour des raisons de prévention et de suivi de la nature de la pollution.

L'objet de cette étude est de présenter un protocole de travail basé sur des prélèvements de surface en vue d'établir la qualité physicochimique et microbiologique des eaux et d'assoir en place des bases de données relatives à la pollution hydrique en Algérie (cas l'Oued el Mellah).

En vue d'atteindre ces objectifs, nous avons structuré notre travail quatre chapitres principaux :

Le premier chapitre est une synthèse bibliographique consacrée à la présentation des ressources des eaux et l'origine de sa pollution.

Le deuxième chapitre est réservé à la présentation de la situation géographique et du réseau hydrique de l'Oued El Mellah (cadre générale de la région d'étude).

Le troisième chapitre a pour but principal de présenter les différentes méthodes pour étudier les caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques des eaux superficielles de l'Oued El Mellah.

Les résultats des paramètres physico-chimiques et bactériologiques étudiés sont présentés dans le chapitre quatre.

Chapitre I: Synthèse bibliographique

1. Définition de l'eau

L'eau est un corps chimique composé minéral des éléments oxygène et hydrogène, de formule chimique H₂O très stable qui est parfois considéré comme ubiquitaire, sur la terre et dans l'air humide qui peut l'environner. Elle est essentielle pour tous les organismes vivants connus dont elle est un constituant biologique important.

L'eau quasiment pure se trouve naturellement dans les trois états physiques : gazeux (c'est la vapeur présente dans l'atmosphère), liquide, ou solide sous forme de glace. Elle constitue la plus grande partie du globe terrestre car elle couvre plus de 70 % de sa surface.

2. Les ressources en eau en Algérie

Le territoire Algérien couvre une superficie près de 2,4 millions de km², mais 90 % de cette étendue correspondent à un désert où les précipitations sont quasi-nulles. Dans cette partie du territoire, les ressources en eau superficielles sont très faibles et limitées essentiellement la partie du flanc septentrional de l'Atlas ; les ressources souterraines y sont par contre abondantes mais sont très faiblement renouvelables (nappes du Sahara septentrional). Le potentiel des ressources en eau renouvelables est localisé dans le Nord de l'Algérie qui englobe les bassins fermés des Hauts Plateaux (**Loucif, 2003**).

Les potentialités en eau du pays s'élèvent environ 16,8 milliards m³, dont 80 % seulement sont renouvelables (70 % pour les eaux de surface et 10 % pour les eaux souterraines) et sont localisées dans le frange Nord du pays.

La répartition des ressources hydraulique se présente comme suit : les écoulements superficiels sont essentiellement concentrés dans la frange Nord du pays, s'étend sur environ 300 000 km², soit 13 % de la superficie du pays. Les régimes hydrographiques dans cette zone soumis à un régime climatique méditerranéen semi-aride sont caractérisés par l'extrême irrégularité saisonnière et interannuelle des apports en eau, la violence et la rapidité des crues et l'importance des transports solides. Schématiquement, les ressources en eau superficielles décroissent du Nord au Sud (**Loucif, 2003**).

2.1. Les ressources en eaux souterraine

Les nappes phréatiques sont alimentées par les précipitations grâce à la perméabilité des sols.

Dans le Nord du pays, les eaux souterraines sont estimées à 1,9 milliard de m³. Ces ressources qui sont relativement plus faciles à mobiliser, sont aujourd’hui exploitées à plus de 90 % ; beaucoup de nappes sont même dans un état de surexploitation critique.

Actuellement, on estime à plus de 12 000 forages, 9 000 sources et 100 000 puits qui sollicitent les nappes pour les besoins de l’agriculture et l’alimentation en eau potable et industrielle (**Tab. 01**).

A l’inverse des ressources en eaux souterraines situées dans le Sud, les réservoirs du Nord du pays sont renouvelables, ils concernent au total 126 nappes principales (**Loucif, 2003**).

Tableau 01 : Répartition spatiale des eaux souterraines du Nord de pays (Loucif, 2003).

Bassin hydrographique	Oranie Chott Chergui	Cheliff Zahrez	Algérois Soumam Houdna	Constantinois Seybouse Mellègue	Total
Ressources (Hm³/an)	375	231	745	28,9	1894
Pourcentage (%)	19,7	12,2	39,2	28,9	100

2.2. Les ressources en eaux de surface

Provenant des précipitations annuelles, elles sont estimées à 12,4 milliards de m³, qui hélas pour la plupart vont se déverser dans la mer méditerranée. La répartition des écoulements superficiels est hétérogène à travers le territoire national. Le Nord qui représente 7 % du territoire national, reçoit un pourcentage très élevé de précipitations de l’ordre de 92 % du total (**Loucif, 2003**).

De même cette hétérogénéité s’observe d’Est en Ouest dans le tell, les bassins du centre et de l’Est reçoivent 80 % de l’apport, tandis que dans la steppe et Sahara les écoulements superficiels sont extrêmement faibles, elles se présentent sous forme de crues épisodiques. Ces ressources en eau sont réparties par bassin hydrographique (**Tab. 02**).

Tableau 02 : Répartition spatiale des eaux de surface (Loucif, 2003).

Bassin hydrographique	Oranie Chott Chergui	Cheliff Zahrez	Algérois Soumam Houdna	Constantinois Seybouse Mellègue	Sud	Total
Ressources (Hm³/an)	1 025	1 840	4 380	4 500	600	12 345
Pourcentage (%)	8,7	15,7	37,3	38,3	0,48	100

3. Un cours d'eau

On désigne par cours d'eau tout chenal souterrain ou superficiel dans lequel s'écoule un flux d'eau en continu ou par intermittence. Généralement, ce terme s'applique aux chenaux naturels en emploiera le terme canal pour désigner un chenal artificiel.

3.1. Les différents types des cours d'eau

- **Rigole**

Un filet d'eau s'écoulant en surface, un sillon où s'écoulent les eaux de ruissellement.

- **Ruisselet**

Un tout petit ruisseau de faible largeur (moins de 1 m) souvent au démarrage d'un écoulement.

- **Ruisseau**

C'est un petit cours d'eau, pas très large ni très long, alimenté par des sources d'eau naturelles, souvent il est l'affluent d'un étang, d'un lac ou d'une rivière. C'est la taille et le débit qui fait la différence entre un ruisseau et une rivière.

- **Torrent**

C'est un cours d'eau avec un débit rapide et irrégulier, situé sur une pente plus ou moins prononcée.

- **Rivière**

Ce terme désigne un cours d'eau moyennement important, à l'écoulement intermittent ou continu, suivant un tracé défini et se jetant dans un autre cours d'eau, un lac, une mer, une dépression ou un marais.

- **Fleuve**

C'est un cours d'eau important, long et à un débit élevé, comptant de nombreux affluents et se jetant dans la mer ou l'océan.

3.2. Les éléments d'un cours d'eau

- **La source**

Point de départ du cours d'eau.

- **L'amont, l'aval**

La partie la plus élevée du cours d'eau s'appelle l'amont, la partie la moins élevée vers lequel s'écoule l'eau s'appelle l'aval. Pour définir la rive droite ou la rive gauche, il faut se mettre dans le sens du cours d'eau (de l'amont vers l'aval).

- **Le lit**

Le lit désigne l'espace occupé, en permanence ou temporairement, par un cours d'eau. On distingue le lit majeur qui est l'espace occupé par le cours d'eau lors de ses plus grandes crues, le lit mineur, étant la zone limitée par les berges.

- **Méandres**

Un méandre est une boucle formée par le cours d'eau. Le méandre est alors un moyen, pour le cours d'eau, de dissiper une énergie hydraulique surabondante en allongeant son parcours.

- **L'embouchure**

Les fleuves qui se jettent dans un océan où agissent les marées se terminent par un estuaire (la Seine). Les fleuves qui se jettent dans une mer sans marée se terminent par un delta (Danube, Nil).

- **Profil**

En fonction de l'altitude relevée en différents points du cours d'eau (notamment à sa source et à son embouchure) et des distances qui séparent ces différents points, il est possible de représenter le profil du fleuve. Ce tracé permet de représenter la pente du fleuve et les ruptures de distinction [1].

4. La pollution des eaux

L'eau est une substance unique parce qu'elle se renouvelle et se nettoie naturellement en permettant au polluants de s'infiltrer (par le processus de sédimentation) ou de se détruire, en diluant les polluants au point qu'ils aient des concentrations qui ne sont pas nuisibles. Cependant, ce processus naturel prend du temps et devient très difficile lorsqu'il y a une quantité importante de polluants qui sont ajoutés à l'eau. Les gens utilisent de plus en plus des matières qui polluent nos sources d'eau. La liste des polluants est longue et les signes de la pollution de l'eau sont évidents [2].

Comme la demande mondiale d'eau grimpe en flèche en même temps que la démographie. La qualité des ressources en eaux existantes baisse à cause de la pollution. La nécessité de répondre aux besoins toujours plus importants de notre industrie et de notre agriculture, provoque la destruction des écosystèmes hydriques à un rythme inquiétant [2].

4.1. Définition

La pollution peut-être définie de plusieurs façons. La pollution de l'eau survient lorsque des matières sont déversées dans l'eau qui en dégrade la qualité. La pollution dans l'eau inclut toutes les matières superflues qui ne peuvent être détruites par l'eau naturellement. Autrement dit, n'importe quelle matière ajoutée à l'eau qui est au-delà de sa capacité à le détruire est considérée comme une pollution. La pollution peut, dans certaines circonstances, être causée par la nature elle-même, comme lorsque l'eau coule par des sols qui a un taux élevé d'acidité. Par contre, la plupart du temps ce sont les actions humaines qui polluent l'eau [2].

4.2. Origine

Il y a 2 sources principales de pollution. Les sources précises et les sources non-précises. Les sources précises incluent les usines, installations de traitements d'eau usées, systèmes de fosses septiques et d'autres sources qui déversent très clairement des polluants dans les sources d'eaux. Les sources non-précises sont plus difficiles à trouver car on ne peut

pas les retracées jusqu'à un emplacement particulier. Elles incluent les écoulements de sédiments, engrais, produits chimiques, déchets d'animaux de ferme, champs, chantiers et mines. L'enterrement des déchets peut aussi être une source non-précise si les substances du site filtrent les déchets dans des provisions d'eaux [2].

4.3. Catégories de la pollution

La pollution de l'eau se divise en 6 catégories :

4.3.1. Déchets biodégradables

Venant principalement des humains et les déchets d'animaux. Lorsque les déchets biodégradables coulent dans une source d'eau ils fourniront de l'énergie (carbone organique) aux bactéries présentes dans l'eau. Le carbone organique est convertit en dioxyde de carbone qui peut causer la pollution atmosphérique et les pluies acides. Cette forme de pollution est beaucoup plus répandu et plus problématique comparer aux autres formes de polluants comme les déchets radioactifs. S'il y a beaucoup de matières organiques dans l'eau, les bactéries qui consomment de l'oxygène se multiplieront rapidement. Ils consommeront tout l'oxygène et détruiront la vie aquatique [2].

4.3.2. Substances nutritives des plantes

Comme le phosphate et les nitrates couleront dans l'eau par les déchets, l'écoulement, l'engrais et le bétail. Le phosphate et les nitrates sont aussi trouvés dans les déchets industriels. Même si ces produits chimiques sont naturels, 80% des nitrates et 75% du phosphate présent dans l'eau viennent des gestes humains. Lorsqu'il y a trop d'azote ou de phosphore dans l'eau, les algues commencent à se développer. Lorsque les algues se développent, l'eau peut devenir verte, embrouillée, gluante et avoir une odeur désagréable. Il y aura des mauvaises herbes et des bactéries se développeront. La décomposition provenant des plantes nécessite beaucoup d'oxygène perturbant ainsi la vie aquatique, on appelle ce processus eutrophication [2].

4.3.3. Chaleur

C'est une source de pollution de l'eau. Lorsque la température de l'eau augmente, le nombre de particules d'oxygènes dissoutes diminue. La pollution thermique peut être déclencher naturellement comme des sources d'eaux chaudes et des étangs peu profond

pendant l'été ou par l'homme comme des déversements d'eau qui a été utilisée pour refroidir des centrales électriques ou d'autres équipements industriels. Les poissons et les plantes demandent une certaine température et un certain niveau d'oxygène pour survivre et c'est pour cette raison que la pollution thermique réduit très sérieusement la diversité de la vie aquatique dans l'eau [2].

4.3.4. Dépôt de sédiment

Le dépôt de sédiment consiste en des matières minérales ou organiques qui sont soit lavés ou transportés par le vent dans des sources d'eau. La pollution par le dépôt de sédiment est difficile à identifier car il provient de source non-précise comme la construction agricole, le bétail, les inondations et les écoulements provenant de la ville. Les dépôts de sédiments causent de grands problèmes comme boucher les systèmes d'eaux municipaux, détruire la vie aquatique et embrouiller l'eau. L'eau embrouillée peut causer la pollution thermique car lorsqu'elle est embrouillée, elle absorbe plus rapidement les radiations solaires [2].

4.3.5. Produits toxiques et dangereux

Sont la plupart du temps des matériaux faits par l'homme qui ne sont pas utilisés ou disposés correctement. Les sources de pollution chimique incluent les déversements industriels et les fuites des hydrocarbures. Les sources de pollution chimique non-précise incluent les écoulements provenant des routes pavées et des pesticides. Beaucoup de gens pensent que la pollution est due en partie par les industries, mais l'utilisation domestique de produits chimiques peut contribuer à la pollution chimique comme des nettoyeurs ménagers, des teintures, de la peinture et des solvants sont aussi toxiques lorsqu'ils sont envoyés dans les drains ou dans la toilette [2].

4.3.6. Polluants radioactifs

Provenant des déversements d'eaux usées d'usines, des hôpitaux et des mines. Ces polluants peuvent aussi venir d'isotopes naturels comme le radon. Les polluants radioactifs sont très dangereux et peuvent prendre des milliers d'années avant de ne plus être dangereux pour l'environnement.

On pourrait ajouter une septième catégorie de pollution provenant des produits pharmaceutiques et des produits de soins personnels y compris les médicaments, les lotions et les savons qui sont retrouvés de plus en plus dans les lacs et rivières. Les scientifiques ont

découvert que ces produits agissent comme hormone destructeur lorsqu'il est trouvé dans l'eau. L'hormone synthétique du produit se heurte aux hormones naturelles des animaux particulièrement aux hormones des poissons qui eux vivent dans l'eau. Il n'y a pas eu assez de recherche pour bien déterminer les effets de ces produits sur les gens mais il y a des preuves irréfutables qui déterminent que les produits chimiques sont partiellement responsables d'une augmentation des problèmes de naissances et des cancers [2].

5. Impacts de la pollution sur l'eau

5.1. Impacts des déchets domestiques

La pollution de l'eau par les déchets ménagers sont classée dans les catégories des déchets biodégradables, des polluants chimiques dangereux et des produits pharmaceutiques et des produits de soins personnels. Généralement, les équipements de traitements des eaux usées sont capables de traiter les déchets biodégradables. Les produits chimiques dangereux sont plus difficiles à traiter lorsqu'ils sont dans l'environnement, ils sont plus dangereux et sont évitables. Les produits chimiques comme les nettoyeurs, les teintures, de la peinture, des pesticides et des solvants lorsqu'ils sont utilisés sont des formes substantielles et dangereuse de pollution. Les équipements de traitement d'eaux usées ne sont pas équipés pour traiter des produits pharmaceutiques dans l'eau [2].

5.2. Impacts des activités industrielles

La pollution industrielle peut prendre plusieurs formes. La pollution thermique est généralement causée par les industries, mais beaucoup de régions ont imposées une législation concernant les centrales électriques et leur système de refroidissement de l'eau. La construction, les mines et les opérations d'extraction peuvent polluer un grand nombre de lacs et cours d'eau dû aux dépôts de sédiments. Tandis que les pratiques agricoles sont les principaux responsables de la pollution par le dépôt de sédiment les activités de constructions et les mines perdent jusqu'à 70 tonnes de sédiments par acre par année, qui est 15 fois plus élevé que le taux normal [2].

5.3. Impacts de l'agriculture

Les activités agricoles contribuent à la pollution de l'eau surtout par le dépôt de sédiment et de substance nutritive. L'engrais et le bétail contiennent de l'azote et du phosphore. Quand ces produits sont déversés dans les lacs lors de l'écoulement ils peuvent

créer de graves problèmes à ceux-ci comme le développement d'algues. Le bétail produit une très grande quantité de déchets et les fermiers utilisent, la plupart du temps, ces déchets comme engrais sur leurs champs. Il y a plusieurs façons de réduire la pollution dû aux pratiques agricoles comme rassembler les déchets provenant des animaux dans une lagune ou la pulvérisation de pesticide en petite quantité lorsque les écoulements sont bas. Les pratiques agricoles sont la cause principale de pollution par dépôt de sédiment. Beaucoup de pays sont susceptibles à cette pollution dû à leur grande quantité d'érosion. L'érosion cause des problèmes autant aux sources d'eaux et aux terres cultivables [2].

6. La pollution des écosystèmes aquatiques en Algérie

La qualité des eaux dans le monde a connu ces dernières années une grande détérioration, à cause des rejets industriels non contrôlés et l'utilisation intensive des engrais chimiques en agriculture. Ces derniers produisent une modification chimique de l'eau et la rendent impropre aux usages souhaités.

De nombreux travaux sont aussi rapportés sur l'étude des différents effets des rejets industriels et urbains sur l'évolution de la qualité des eaux de surface et la pollution des écosystèmes aquatiques continentaux.

Au niveau de l'Est de l'Algérie, les activités industrielles sont en expansion et leurs déchets sont rejetés directement dans les cours d'eau naturels provoquant des modifications plus ou moins marquées sur les communautés vivantes. Ces actions affectent directement la qualité de l'eau et provoquent des témoignes de la qualité des eaux et peut servir ainsi comme indicateurs biologiques de la pollution. L'influence anthropique sur les Oueds de l'Algérie se manifeste par des activités diverses liées aux agglomérations installées tout le long de ces cours d'eau et aux activités agricoles qui sont pratiquées sur l'ensemble du bassin versant ou directement dans les petites parcelles aux bordures de cet écosystème. De plus, les eaux usées sont déversées d'une façon précaire et sans traitement préalable dans l'Oued. Ces rejets contiennent des concentrations importantes de micropolluants organiques, de nutriments et de métaux lourds toxiques et entraînent ainsi une dégradation considérable de la qualité des eaux de cet écosystème lotique. Ainsi, l'eau de ces milieux connaît depuis plusieurs années une dégradation notable de ses qualités physico-chimiques et bactériologiques (**Reggam et al., 2015 ; Djabri et al., 2012**).

Chapitre II : Cadre générale de la zone d'étude

1. Description de la zone d'étude

1.1. Situation géographique

La région d'étude se situe dans la partie Nord-Est de l'Algérie. Elle fait partie de la zone Est de la wilaya de Guelma. Elle se trouve à 35 km au Nord d'Annaba, à 25 km au Sud-Est de Souk Ahras et à 44 km Au Nord-Est de la wilaya d'El-Tarf. La région de Bouchegouf s'étale sur une superficie de 232 km², dont la création remonte à l'époque précoloniale, elle a été érigée au rang de chef-lieu de Daïra depuis le découpage administratif de 1974. Spécifiquement, ses frontières administratives sont :

- Au Nord : la commune de Oued Frarah ;
- Au Sud : la commune de M'zadji-Sfa ;
- A l'Est : la commune de Hammam Beni Salah ;
- Au Nord-Ouest : la commune de Boukamouza ;
- Au Sud-Ouest : la commune de Hammam N'Bail.

1.2. Site d'étude (Oued El Mellah)

Le bassin versant de l'Oued El Mellah se situe à l'Est de la moyenne Seybouse. Il se trouve entre les coordonnées géographiques (36°27'42''N et 7°42'28''E) (**Fig.01**). L'Oued Mellah couvre une superficie de 550 km² et enregistre un apport total de 151 millions m³/an à la station de Bouchegouf. Il constitue le quatrième sous bassin après ceux de : Cherf, Bouhamdane et celui de Guelma. Ce bassin prend sa source à 1180 m d'altitude au Sud-Ouest de Djbel Bardo de Djbel Zouara, Safiet El-Alouet et Kef Aks (**Ghachi, 1982 ; Chaoui, 2007**).

2. Aperçu géologique

La zone de Bouchegouf se caractérise par un relief fortement montagneux (près de 75 %). Cette zone est traversée par l'Oued Seybouse dont les berges constituent les prolongements de la plaine de Guelma. Ses montagnes sont couvertes de massifs forestiers, notamment les forêts de Beni Salah et de Ain Ben Beida (une partie de Houara à l'Ouest).

Le paysage se caractérise par de longs versants réguliers à pentes moyennes et quelques hautes surfaces à pentes plus faibles, outre quelques plaines moins importantes que celle de Guelma.

La superficie du bassin versant est caractérisée par une morphologie très accidentée et une lithologie diversifiée de terrains avec une prédominance Trias gypsifère qui se développe en diapir Hammam N'bails au Sud à Nador et Bouchegouf au Nord (**Fig. 02**).

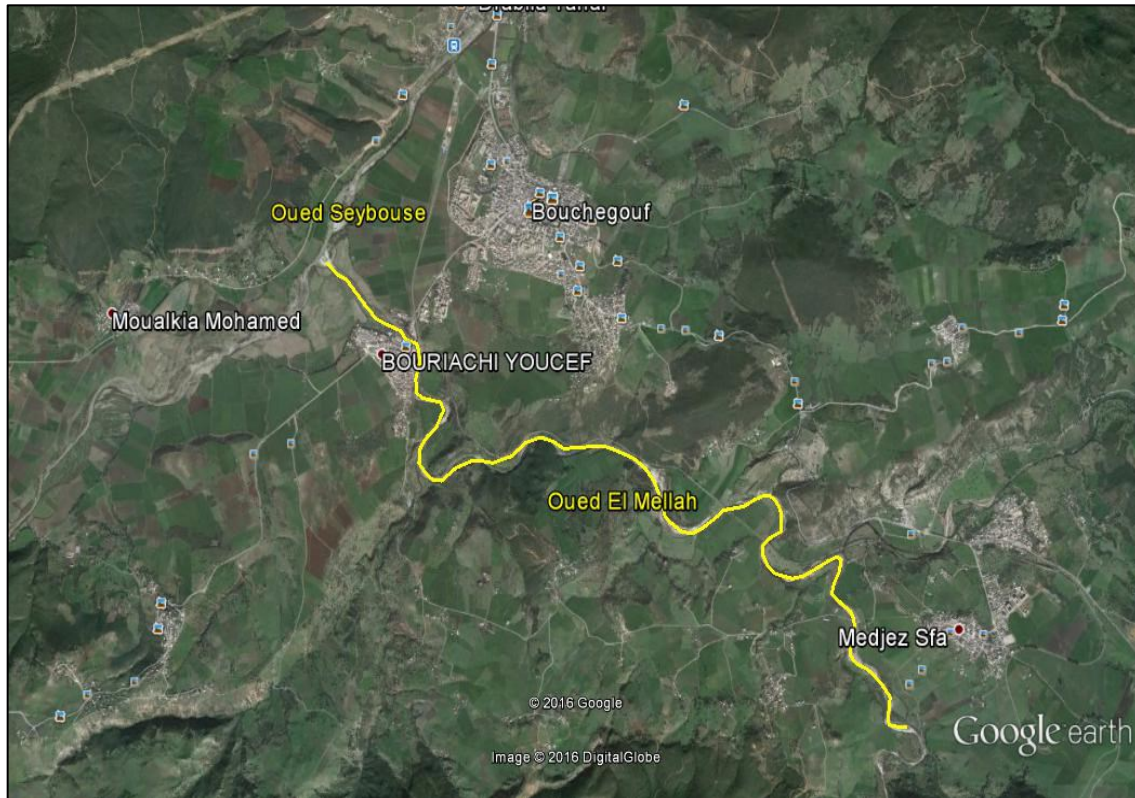


Figure 01 : Situation géographique de site d'étude (Oued El Mellah) (Google earth, 2016).

2.1. Litho-stratigraphie

2.1.1. Miocène

Le Miocène marin a été signalé pour la première fois en Algérie orientale par H. Coquant et après plusieurs recherches faites par les géologues, trois séries Miocènes ont été distinguées dans l'Ouarsenis, le Chelif et plus au Sud dans le Hodna c'est le Miocène anti-nappe et le Miocène charrié (Chouabbi, 1987).

2.1.2. Quaternaire

Le Quaternaire comprend des formations variées, les unes d'origine marine, les autres révèlent de sédimentation continentale (dépôts alluvionnaires grès, terre rouge, dunes, éboulis,... etc.).

2.1.3. Mio-pliocène continental

Après la phase tectonique de la fin du Miocène inférieur, responsable de la mise en place des nappes du tellien externe, la région a connu une phase de tectonique cassante.

Des sédiments divers sont accumulés dans ces bassins. Généralement ce sont des dépôts continentaux : argiles rouges, calcaires lacustres, couches à galets et argiles noires à gypses.

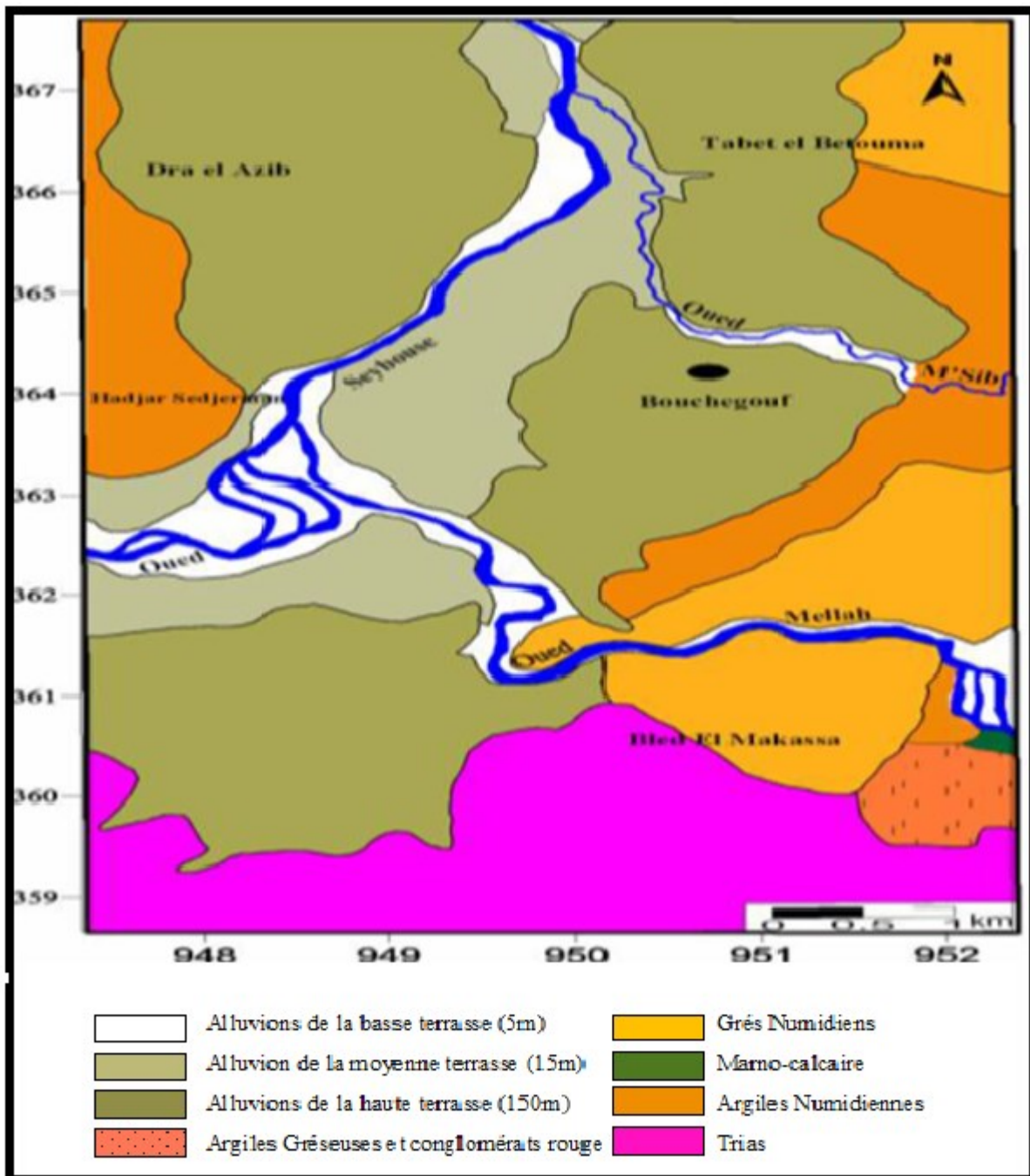


Figure 02 : Carte géologique de la région de Bouchegouf (M. J. Flandrin, 1930).

2.1.4. Les formations allochtones

Les formations Miocènes sont représentées par des grès très riches en glauconie et par des niveaux argilo- marneux :

a. Nappe Numidienne

Le Numidien forme un immense radeau qui s'étend de la région de Guelma jusqu'à Bizerte (Tunisie) sur une superficie de 200 Kilomètres de long et sur une largeur moyenne de 30 à 40 Km. La nappe numidienne est caractérisée par la stratigraphie suivante : la série gréseuse et les argiles sous numidiennes.

b. Nappe ultra-tellienne

Dans la région d'étude, une unité ultra tellienne affleure à la station du Nador, une deuxième à Medjez-Sfa et à l'Est du village d'Ain Tahamamine. D'après les travaux des géologues, une série stratigraphique a été reconstituée allant du barrémien jusqu'à l'Eocène moyen.

b.1. Paléocène- Eocène (Paléogène)

Les terrains du Paléocène-Eocène rangés dans la série ultra- tellienne affleurent au Nord-Est de Ain Tahamamine. Ils reposent sur le Lutétien appartenant à la nappe tellienne d'Ain Tahamamine. Ce sont des marnes, verdâtres à noirâtres de 15 à 20 m d'épaisseur.

b.2. Crétacé supérieur

Le Crétacé supérieur affleure aux alentours de la station ferroviaire de Medjez- Sfa, au Djebel Rosfa et à Douar Sidi Ahmed Ben Mokrane. Il montre une sédimentation épaisse, riche en microfaune pélagique avec une dominante marneuse.

b.3. Crétacé inférieur

Ce sont les unités les plus internes du domaine tellien. Elles affleurent à 4 km au Sud-Est de Bouchegouf. Le Barremien correspond à une cinquantaine de mètres de marnes noires riches en ammonites pyriteuses. L'Aptien est représenté par des marnes bleu verdâtre, alternant avec des bancs décimétriques de calcaires bleutés. L'Albien est l'étage le plus puissant du Crétacé inférieur avec un passage continu au Cénomaniens. Il est constitué par des marnes noires à verdâtres et par des bancs de calcaires micritiques claires. Le Vraconien montre le même faciès que l'Albien et affleure surtout aux alentours de la station ferroviaire de Medjaz Sfa.

2.1.5. Complexe salifère du Nador

Les formations triasiques de la région du Nador, Hammam N'Bails et de la Mechroha se présentent comme une association de cargneules, de dolomies, des argiles rouges et gypses (Chaoui, 2007).

3. Cadre Biotique

3.1. La flore

D'une façon générale la végétation de la Daïra de Bouchegouf notamment Oued El Mellah se caractérise du point de vue phytologique par les formations suivantes :

- Formation de Chêne Zéen ;
- Formation de Chêne Liège ;
- Formations mixtes à Chêne Zéen et Chêne Liège (Chêne Liège dominant) ;
- Des Maquis à arbousier (*Arbutus unedo*), Bruyère arborescente (*Erica arborea*) et phyllaire (*Phyllirea angustifolia*) ;
- Des cistaies à calycotome ;
- Des pelouses à graminée (DGF, 2015).

Le bassin de l'Oued Mellah est le plus boisé (Chêne Liège), à cause des effets conjugués de l'aptitude et de la pluviométrie. Selon Ghachi, (1986), le taux de recouvrement de ce bassin est de 35 %. Mais la répartition du couvert végétal est loin d'être simple, le même sous-bassin présente les trois types de couverture qui se différencient de l'amont à l'aval avec une prédominance des zones de cultures.

Les conditions climatiques et édaphiques sont favorables à la présence d'un couvert végétal dense et continu mais l'action de l'homme a certainement contribué à une dégradation poussée de la forêt qui est souvent remplacée par un maquis dense à dégradé.

3.2. La faune

La faune de la région d'Oued El Mellah est dominée majoritairement par une faune mammalienne qui présente:

- Le cerf de Barbarie (*Cervus elaphus barbarus*) ;
- Le Porc épic (*Hystrix cristata*) ;
- Le Sanglier (*Sus scrofa*) ;

- Le Hérisson d'Algérie (*Erinaceus algirus*) ;
- Le Chacal (*Canis aureus*) ;
- L'Hyène (*Hyéna hyena*) ;
- Le Chat sauvage (*Felis sylvestris*) ;
- Le Renard (*Vulpes vulpes*) ;
- La Mangouste (*Herpestes ichneuman*) ;
- La Belette (*Mustela nivalis*) ;
- Le Lièvre (*Lepus canesis*) ;
- Le Lapin (*Oryctologus cuniculus*) ;
- La Genette (*Genetta genetta*) (DGF, 2015).

4. Aperçu Socio- Economique

La daïra de Bouchegouf est essentiellement à vocation agricole caractérisée par une très large pratique du système céréaliculture et élevage. L'utilisation actuelle des terres se caractérise par les polycultures dans les plaines, et les cultures céréalières et fourragères dans le reste des terres agricoles. L'activité industrielle reste faible et elle est représentée simplement par trois unités : unité de production de levure, unité de chaussures et habillements et une unité de l'office national d'alimentation de bétail (ONAB).

5. Réseau hydrique

La Wilaya de Guelma dispose d'un réseau hydrographique très développé dont les principaux cours d'eau sont :

- **Oued Seybouse**

Il traverse la plaine de Guelma ; Bouchegouf sur plus de 45 Km du Sud au Nord-est avec un apport total estimé à 408 millions m³ /an à la station Boudaroua. Ses principaux affluents sont : Oued Maiz ; Oued Zimba, Oued Boussoua, Oued El Mellah et Oued Helia.

- **Oued Bouhamdene**

Il prend naissance au niveau de la commune de Bouhamdane à l'Ouest de la wilaya avec un apport de 96 millions m³/an.

- **Oued Charef**

Il prend sa source au Sud de la wilaya, son apport est estimé à 107 millions m³ /an. La rencontre de l'Oued Bouhamdene et l'Oued Charef au niveau de Medjez Amar constitue le point de départ de l'oued Seybouse.

- **Oued El Mellah**

Il prend sa source par la réunion de l'Oued Sfa et l'Oued Ramen qu'il traverse suivant une orientation Sud- Ouest Nord- Est jusqu'à l'Oued Rirane. Durant son parcours, l'Oued Mellah reçoit quelques affluents importants, entre autres : l'Oued Zarin, Oued Rirane, Oued Chham, Oued El Hammam et Oued Bouzara (**Chaoui, 2007**).

6. Etude climatique

La connaissance du climat est devenue primordiale au cours de ces dernières années car les changements climatiques enregistrés ont bouleversés l'ordre établi jusqu'à présent (**Mouchara, 2009**).

Pour comprendre le climat de la région on s'est référé de la station météorologique de Guelma située à Belkhir (**Tab. 03**). La période observée s'étend de 1994 à 2014.

Tableau 03 : Coordonnées de la station météorologique utilisé dans l'étude du climat de la région.

Station	Coordonnées			Paramètres mesurés	Période d'observation
	Latitude	Longitude	Altitude (m)		
Guelma	36°27'23,75" N	7°28'44,91" E	223	Précipitation Température Humidité Vent	1994-2014

6.1. La température

La température représente un facteur essentiel agissant sur la vitesse de croissance de la végétation en première partie de saison et déterminant le moment de la floraison. Elle joue aussi un rôle dominant dans l'estimation de l'évapotranspiration (**Besancenot, 2009 ; Louamri, 2013**).

Sur une période s'étalant de 1994 à 2014, nous constatons qu'à l'échelle mensuelle, le mois le plus froid à Guelma est le mois de janvier avec une température de 8,97 °C et le mois

le plus chaud est le mois de juillet avec une température de 29,37 °C. Quant à l'échelle annuelle, les variations thermiques fluctuent entre 16,40 à 21,49 °C (**Tab. 04, Fig. 03**).

Tableau 04 : Températures moyennes mensuelles en °C (1994-2014).

Station	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Juin	Juil	Août	Sep	Oct	Nov	Dec
Guelma	8,97	9,59	13,08	16,29	20,86	25,82	29,37	29,22	24,48	20,03	13,98	10

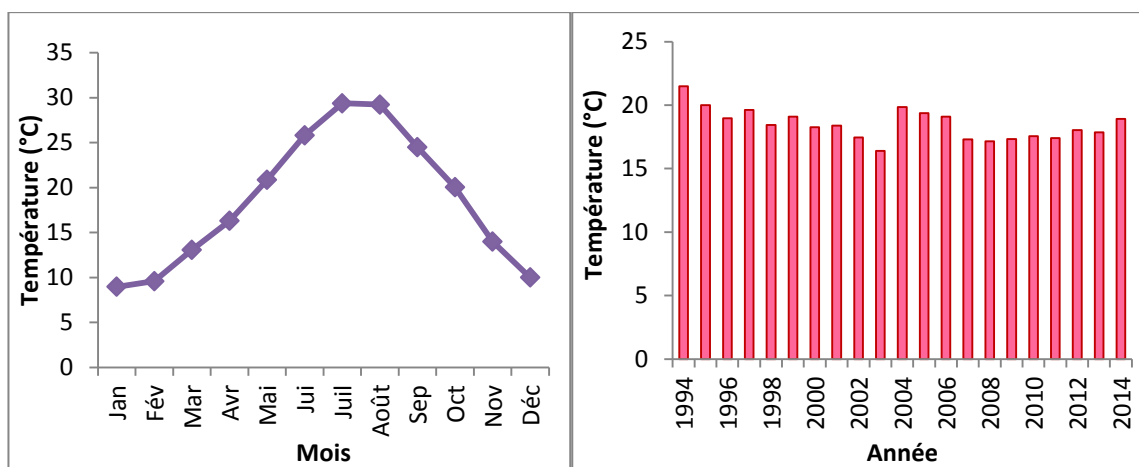


Figure 03 : Variation de la température: station de Guelma (1994-2014).

a : moyenne mensuelle, b : interannuelle.

6.2. Les précipitations

Les précipitations constituent l'unique « entrée » des principaux systèmes hydrologiques continentaux qui sont les bassins versants, comme elles constituent un paramètre hydro-climatologique d'une grande importance dans leur fonctionnement (**Bounouira, 2007**).

D'après les données de la station météorologique de Guelma concernant la période 1994-2014, le mois le plus pluvieux est le mois de décembre avec un taux de précipitation de 83,6 mm, alors que juillet représente le mois le plus sec des précipitations atteignant les 4,20 mm (**Tab. 05, Fig. 04**).

Tableau 05 : Précipitations moyennes mensuelles en mm (1994-2014).

Station	Jan	Feb	Mar	Avr	Mai	Juin	Juit	Aout	Sep	Oct	Nov	Dec
Guelma	87,76	73,75	62,08	53,90	45,18	16,16	4,20	11,4	41,80	39,10	62,55	83,60

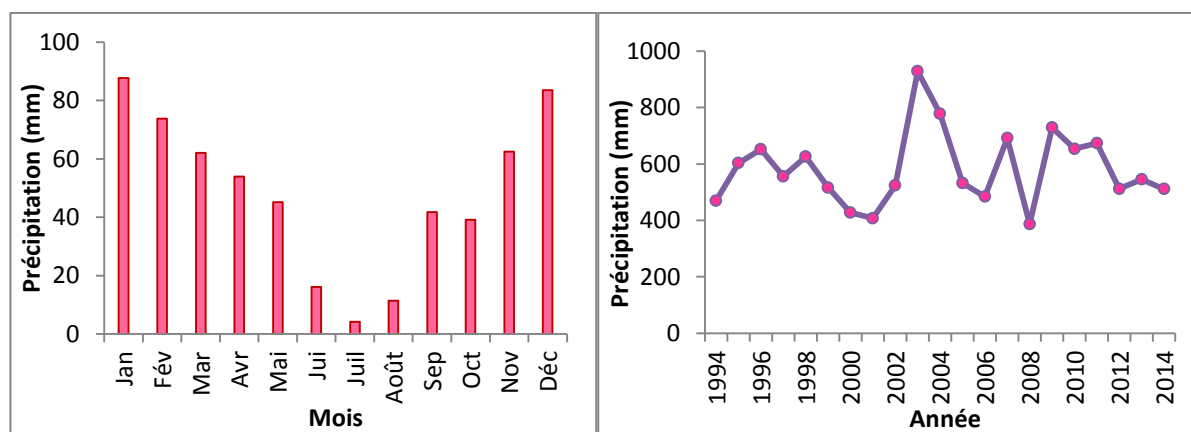


Figure 04 : Variation des précipitations : station de Guelma (1994-2014).

a : moyenne mensuelle, b : interannuelle.

La figure ci-dessus, illustre les variations inter annuelles des précipitations montrant sur la période 1994-2014, que l'année 2003 est la plus pluvieuse avec un maximum de 928,8 mm/an (station de Guelma). En revanche, l'année la plus sèche est l'année 2008 des précipitations ne dépassant pas les 380,6 mm/an (station de Guelma).

6.3. L'humidité relative

L'humidité relative, appelée aussi le degré hygrométrique est une caractéristique quantitative de l' humidité de l' air, mesure le rapport en pourcentage de la pression partielle de vapeur d'eau contenue dans l'air à la pression de vapeur saturante qu'elle y aurait si elle se trouvait à l'état de saturation à la même température (**Mostarih, 2006**). De point de vue mensuel, l'humidité atteint un maximum de 76,72% le mois de janvier et un minimum de 55,57% le mois de juillet. On remarque également, que suite à des comparaisons interannuelles, l'année 2000 a été caractérisée par un pourcentage de 65,46 % d'humidité, alors que cette dernière a été de 72,6 % en 2007 (**Fig. 05**).

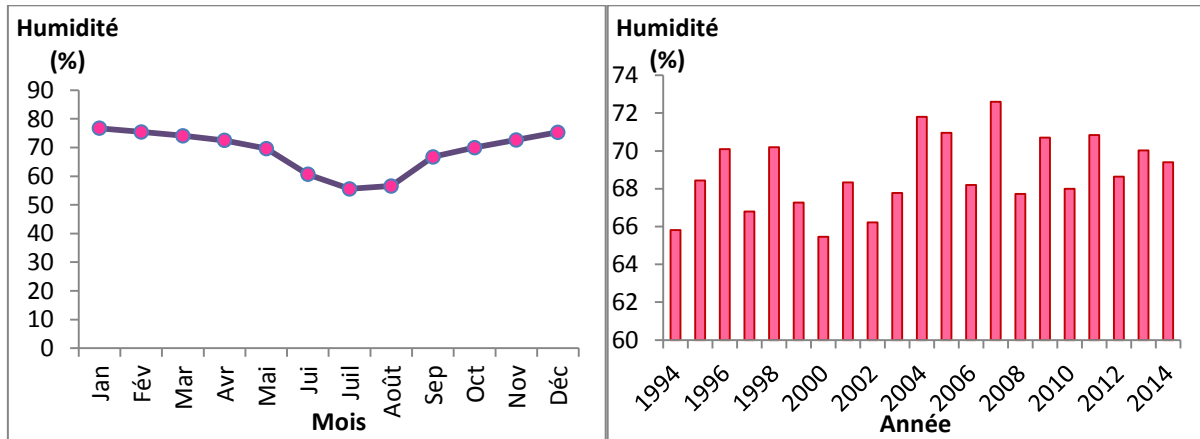


Figure 05 : Variation de l'humidité: station de Guelma (1994-2014).

a : moyenne mensuelle, b : interannuelle.

6.4. Le vent

Le vent est un élément important jouant un rôle déterminant de l'érosion, de transport et d'accumulation, ainsi que l'ensablement. La vitesse moyenne du vent, enregistrée à Guelma, fluctue dans un intervalle de 1,4 à 1,91 m/s. Cependant, la valeur maximale a été prise en note en 2010 avec 2,03m/s (Fig. 06).

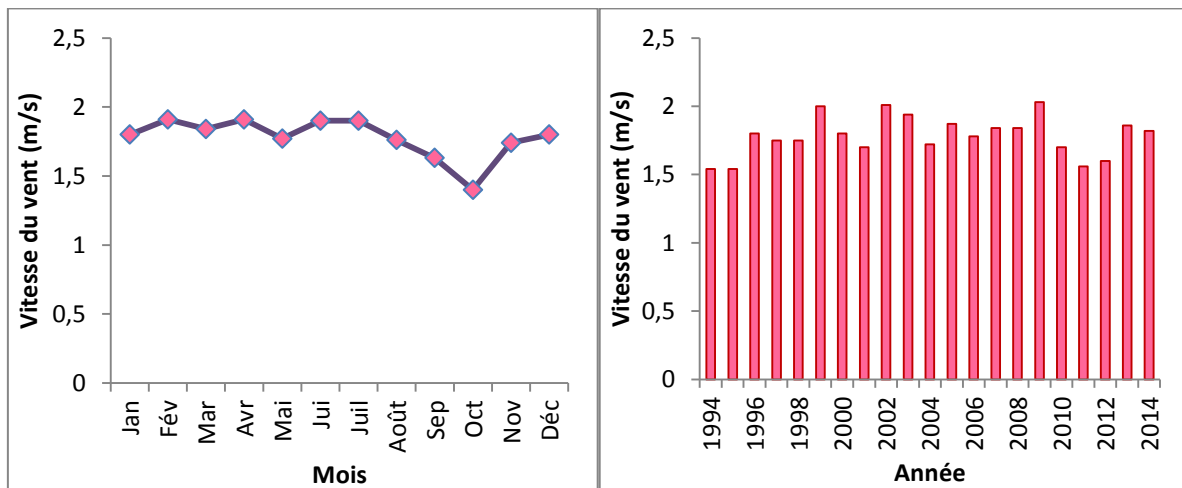


Figure 06 : Variation de la vitesse du vent: station de Guelma (1994-2014).

a : moyenne mensuelle, b : interannuelle.

6.5. Synthèse climatique

- **Diagramme de Bagnouls et Gausson**

Le diagramme pluviométrique de Bagnouls et Gausson est un moyen graphique, par lequel, la période sèche et humide est déterminée. Il se caractérise par ses deux axes

d'ordonnées dont l'un porte les valeurs de précipitations (P) et l'autre les valeurs des températures (T), avec $P = 2T$ (**Fig. 07**).

Selon le diagramme ci-dessous, on peut dire que Guelma a une période froide et humide s'étale sur sept mois (mi-octobre à avril) et une autre chaude et sèche qui s'étale sur cinq mois, (mai à septembre).

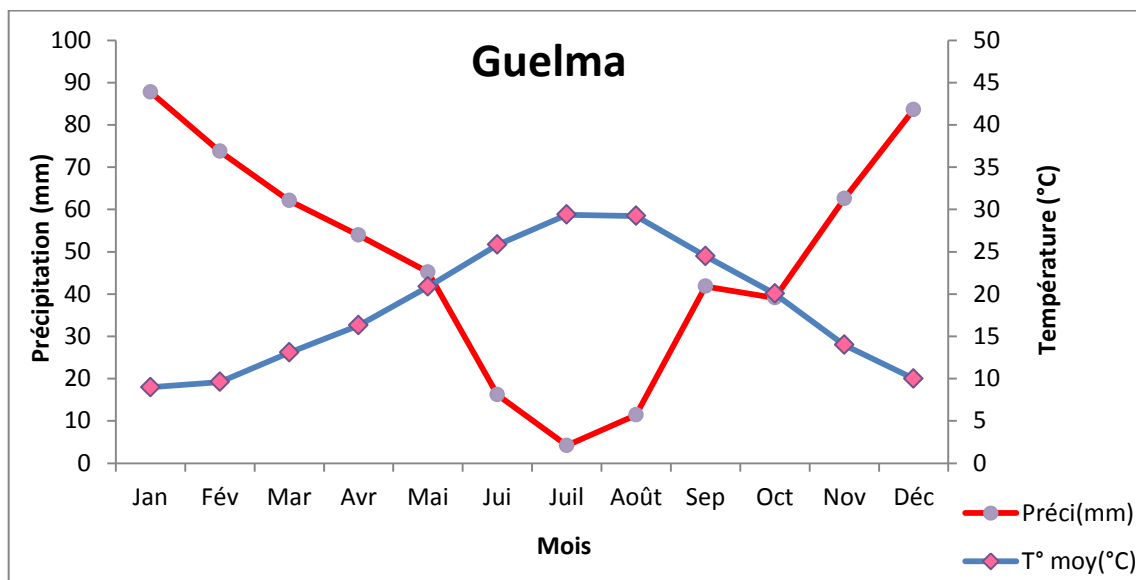


Figure 07 : Diagramme Pluviométrique : Guelma (1994-2014).

• **Climagramme d'EMBERGER**

Le quotient pluviothermique " Q_2 " d'EMBERGER permet de diviser le climat méditerranéen en cinq étages bioclimatiques. Le calcul de cet indice se fait selon la formule suivant (**Emberger, 1955**) :

$$Q_2 = P.1000 / \frac{(M + m).(M - m)}{2}$$

M : Température maximale du mois le plus chaud (°K).

m : Température minimale du mois le plus froid (°K).

P : Précipitation moyenne annuelle.

La région de Guelma présentent un $Q_2 = 63,99$, ce qui correspond l'étage bioclimatique semi-aride (**Fig. 08**).

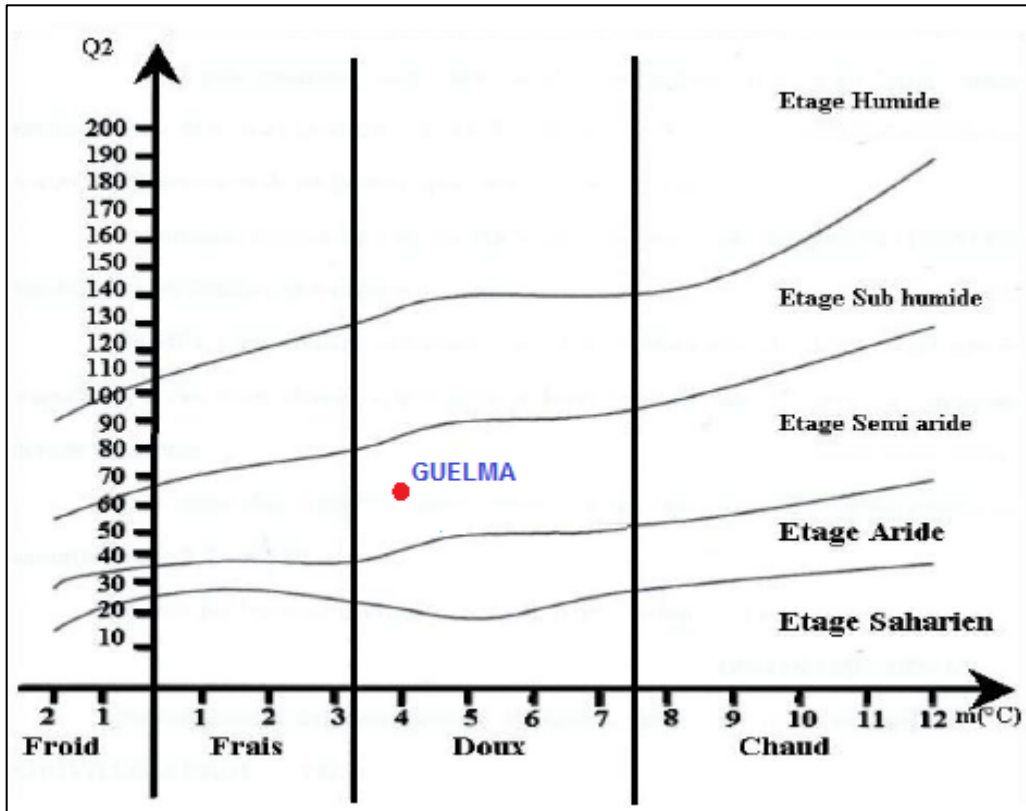


Figure 08 : Climagramme d'Emberger (Station : de Guelma).

7. Utilisation des eaux d'Oued El Mellah

Les eaux de l'Oued participent d'une façon générale dans les activités agricoles (utilisation dans les céréalicultures, l'élevage des animaux, l'irrigation de la plaine de la région) et aussi contribuent au besoin des unités industriels qui se trouvent dans la région de Bouchegouf (unité de production de levure, unité de production de l'alimentation du bétail, unité de production des chaussures).

En outre, l'agriculture intensive augmente les besoins en eau, diminue les ressources hydriques et altère sensiblement la qualité des eaux souterraines et de surfaces par les rejets des engrais et des pesticides. A cause de la géologie de la région, les eaux d'Oued El Mellah sont soumises à une pollution minérale intensifiée par les rejets industriels. La surveillance des rejets a montré une pollution inorganique caractérisée par une forte concentration de métaux lourds. Ceci montre clairement que ces régions sont menacées par des pollutions croissantes, de différentes sources et une évaluation précise de ces risques doit être établie pour des raisons de prévention et de suivi de la nature de la pollution.

Chapitre III : Matériel et Méthodes

La composition chimique d'une eau est indispensable pour la détermination de sa qualité et du domaine de son utilisation. Elle peut être influencée par la dissolution des formations géologiques, les rejets domestiques et surtout l'activité agricole (**Gueroui, 2015**). Les éléments qui se mélangent à l'eau lui confèrent un chimisme particulier traduisant certaines propriétés ou spécificités intrinsèques au trajet suivi par l'eau (**Chaoui, 2007**). Ainsi, la détermination des caractéristiques microbiologiques des eaux permettent de prévoir et d'envisager les risques sanitaires qu'ils peuvent engendrer pour l'homme, et pour la faune et la flore.

Les analyses physico-chimiques et microbiologiques ont été réalisées au sein de laboratoire de microbiologie de la faculté SNV STV et au laboratoire de Génie Civile et hydraulique de l'Université 8 Mai 1945 de Guelma.

1. Choix des sites et prélèvement

Pour contribuer à l'évaluation de la qualité physico-chimique et microbiologique des eaux d'Oued El Mellah, (Bouchegouf) ; on a choisi quatre sites de prélèvement situés le long de l'Oued dont les échantillons d'eau ont été prélevés durant 2 mois (Février et Avril 2016) . Les deux premiers sites (1 et 2) se situent à Mdjez Sfa et les deux derniers (3 et 4) à Douar Bouriachi Youcef (**Tab. 06, Fig. 09, Fig. 10**).

Tableau 06 : Campagnes d'échantillonnage dans la zone d'étude.

Points de prélèvement		Date de prélèvement	Heure de prélèvement	Coordonnées GPS
Site 1	Prélèvement 1	24/02/2016	7 :25	36°24'54.26''N 7°46'14.72''E 582 m
	Prélèvement 2	04/04/2016	7 :49	
Site 2	Prélèvement 1	24/02/2016	8 :01	36°25'33.00''N 7°46'33.40''E 524.4 m
	Prélèvement 2	04/04/2016	8 :12	
Site 3	Prélèvement 1	24/02/2016	8 :30	36°27'34.62''N 7°42'53.61''E 357 m
	Prélèvement 2	04/04/2016	8 :28	
Site 4	Prélèvement 1	24/02/2016	8 :43	36°27'57.94''N 7°42'19.24''E 364 m
	Prélèvement 2	04/04/2016	8 :45	

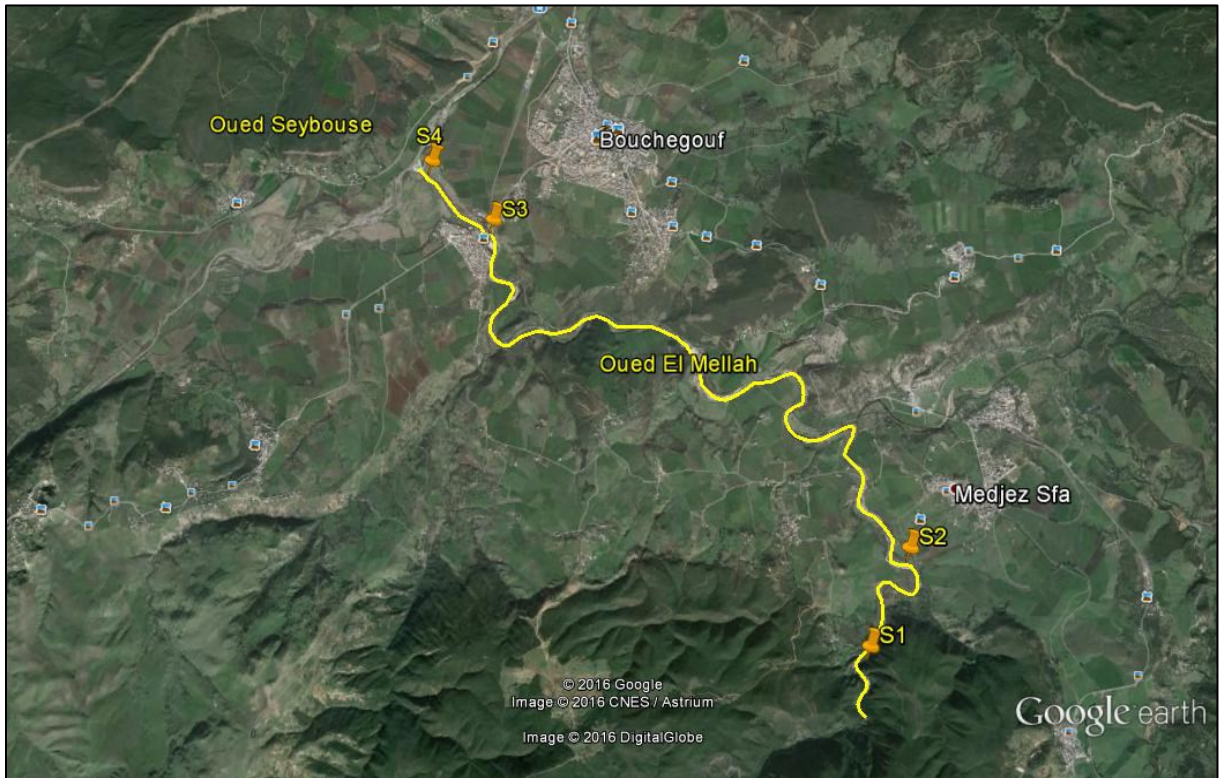


Figure 09: Situation géographique des points de prélèvement (Google earth, 2016).



Figure 10: Présentation des points de prélèvement.

2. Prélèvement

L'échantillonnage est primordial car il conditionne la pertinence de l'analyse. Il doit être de qualité mais également représentatif de ce que l'on veut analyser. Les échantillons ont été prélevés à une profondeur d'environ 30 cm et à 1 m de la berge en tenant compte le courant de l'Oued (le prélèvement sera dans le sens inverse du courant).

L'échantillonnage destiné à la physico-chimie ne pose pas de problèmes particuliers, des flacons en plastiques (polyéthylène) sont suffisants et le volume de prélèvement est de 1,5L pour une analyse complète. L'échantillon peut être gardé quelques jours mais elle est préférable d'effectuer le dosage des éléments chimiques le plus tôt possible. Les éléments tels que les nitrates peuvent subir des modifications lors de conservation.

L'analyse microbiologique débute par l'acte de prélèvement qui doit mettre en œuvre des méthodes propres à assurer l'absence de contamination de l'échantillon et la survie bactérienne (conditions de conservation). Les échantillons sont prélevés à l'aide de flacons en verre pyrex munis de bouchons à vis, stériles (**Derwich *et al.*, 2008**). Le flacon débouché et immergé complètement à une profondeur de 30 cm en position verticale renversée en le tenant par le fond : il est alors retourné jusqu'à ce que l'ouverture soit légèrement plus haute que le fond et dirigée dans le sens contraire du courant. Après le prélèvement, les flacons doivent être soigneusement rebouchés. De toutes façons, il faut éviter de heurter les rives, le fond, la proximité de la surface (**Guiraud, 1998**).

Après leurs prélèvements, les échantillons d'eaux risquent de subir des modifications dans le flacon. Pour éviter ce risque, des analyses ont été effectuées immédiatement sur site et le plus rapidement possible au laboratoire moyennant une conservation au froid à environ 4 °C dans une caisse isothermique [3].

3. Méthodes d'analyses

3.1. Analyse physicochimique

3.1.1. Les mesures in situ

Certains paramètres physicochimiques ont été mesurés directement sur site au niveau de chaque point de prélèvement. Ces paramètres sont :

- La température (°C) ;
- L'oxygène dissous (en mg/l) ;
- La conductivité ($\mu\text{S}/\text{cm}$).

La détermination de la température la conductivité est réalisée par un multiparamètre WTW (Multiline P3 PH/LF SET), ainsi que l'oxygène dissous par un oxymètre (CelLOX 325).

3.1.2. Les mesures de laboratoire

a. pH

Il est mesuré à l'aide d'un pH mètre muni d'un électrode préalablement étalonné avec des solutions tampon.

b. Les analyses chimiques

Il est à noter qu'on a pratiqué des dilutions sur tous les échantillons prélevés avant chaque mesure et elles sont prises en considération lors des calculs des concentrations de tous les éléments chimiques.

b.1. Dureté ou titre hydrotimétrique (TH)

La dureté ou titre hydrotimétrique d'une eau correspond à la somme des concentrations en cations métalliques à l'exception de ceux des métaux alcalins et de l'ion hydrogène. Dans la plupart des cas la dureté est surtout due aux ions calcium et magnésium (**Rodier, 2009**).

➤ Mode opératoire

Elle est obtenue par la méthode complexométrique par titrage à l'EDTA en présence d'un indicateur coloré (noir ériochrome T à 0,5 %) et dans un milieu tamponné pH = 10. Introduire 50 ml d'eau à analyser dans une fiole conique de 250 ml, ajouter 4 ml de solution tampon de chlorure d'ammonium et trois gouttes de solution de noir ériochrome T. La solution se colore 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 lorsque la solution commence à virer au bleu. Vérifier que la coloration ne change plus par l'addition d'une goutte supplémentaire d'EDTA.

La concentration totale en calcium et magnésium, exprimée en milliéquivalents par litre, est donnée par l'expression :

$$1\ 000 \times \frac{c \times v1}{v2}$$

Où :

c = Concentration en milliéquivalents par litre de la solution d'EDTA ;

v_1 = Volume en mL de la solution d'EDTA ;

v_2 = Volume d'échantillon.

b.2. Calcium

Le calcium est dosé par complexométrie par titrage à l'EDTA en présence d'un indicateur colorée (Murexide) et une solution d'hydroxyde de sodium 2 N (**Rodier, 2009**).

➤ **Mode opératoire**

Dans une fiole conique de 250 ml, introduire successivement :

- 50 ml d'eau à analyser ;
- 2 ml de la solution d'hydroxyde de sodium ;
- 0,2 g indicateur (Murexide).

Ajouter la quantité de solution d'EDTA nécessaire pour avoir un virage au bleu. Soit V le volume versé et f le rapport entre le titre ainsi mesuré de la solution d'EDTA et le titre théorique (0,01 M). La teneur en calcium est égale à :

$$\text{Ca (mg/l)} = \frac{V \times f \times 0,4008 \times 1000}{50}$$

b.3. Magnésium

La différence entre la dureté totale et la dureté calcique donne directement la dureté magnésienne de l'eau analysée (**Rodier, 2009**).

b.4. Bicarbonates

Le dosage des bicarbonates est réalisé par titrimétrie, on a fait agir une solution de concentration connue d'acide sulfurique H_2SO_4 sur un volume précis d'échantillons (100 ml) en présence de l'orange de méthyle comme indicateur ; la réaction qui se produit est due à la neutralisation des ions de bicarbonate par les ions H^+ de l'acide sulfurique (**Rodier, 2009**).

➤ **Mode opératoire**

• **Détermination du TA (titre alcalimétrique):**

-Prélever 100 ml d'eau à analyser dans une fiole conique.

-Ajouter 1 à 2 gouttes de solution alcoolique de phénol phtaléine.

-Une coloration rose doit alors se développer. Dans le cas contraire le TA est nul, verser ensuite doucement l'acide chlorhydrique ou sulfurique 0,02 N dans la fiole à l'aide d'une burette, en agitant constamment, et ceci jusqu'à décoloration complète de la solution.

• **Détermination du TAC (titre alcalimétrique complet) :**

-Utiliser l'échantillon traité précédemment ou le prélèvement primitif s'il n'y a pas eu de coloration.

-Ajouter 2 gouttes de solution de rouge de méthyle et titrer de nouveau avec le même acide jusqu'à disparition de la coloration bleu verdâtre et apparition de la couleur rose.

$\frac{V}{5}$: exprime le titre alcalimétrique complet (TAC) en milliéquivalents par litre.

$$[\text{HCO}_3^-] = \text{TAC} \times 61 \text{ en mg/l}$$

b.5. Chlorures

Les chlorures sont déterminés par volumétrie selon la méthode de Mohr, en faisant précipiter le chlorure d'argent par réaction des ions chlorures avec les nitrates d'argent et en présence d'une solution de chromate de potassium K_2CrO_4 à 10 % comme un indicateur (Rodier, 2009).

➤ **Mode opératoire**

-Introduire 100 ml d'eau à analyser (préalablement filtrée si nécessaire).

-Ajouter 2 à 3 gouttes d'acide nitrique pur puis une pincée de carbonate de chaux et 3 gouttes de solution de chromate de potassium à 10 %.

-Verser alors au moyen d'une burette la solution de nitrate d'argent jusqu'à apparition d'une teinte rougeâtre, qui doit persister 1 à 3 minutes.

Pour une prise d'essai de 100 ml :

$$V \times 10 \times 3,55 \text{ donne la teneur en chlorures, exprimée en mg/l.}$$

b.6. Sodium, Potassium

Les teneurs de sodium et potassium sont déterminées par spectrophotométrie d'émission de flamme JENWEY-PEP7 (Fig. 11).

Cette méthode consiste à exciter l'atome à l'aide de la flamme (source d'énergie) afin que l'électron de valence atteigne le niveau d'énergie supérieur. Une fois la longueur d'onde sélectionnée, l'élément peut être analysé.

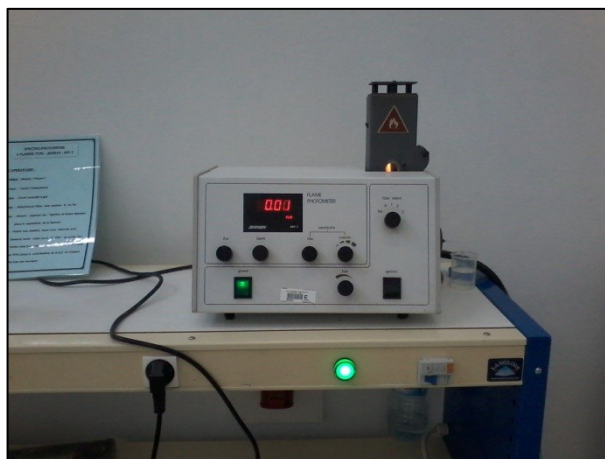


Figure 11: Spectrophotomètre d'émission de flamme JENWEY-PEP7.

b.7. Nitrates, Nitrites, Ammonium, Ortho-phosphates, Sulfates et Silice

Les nutriments : nitrates, nitrites, ammonium et ortho-phosphate ainsi que les sulfates et la silice sont déterminés par une méthode colorimétrique à l'aide d'un coffret test spectroquant, la lecture est faite à l'aide d'un spectrophotomètre adapté. Les modes opératoires sont illustrés dans les tableaux suivants :

Tableau 07 : Dosage des Nitrates.

Echantillon préparé (5 - 25 °C)	0,5 ml	Pipeter dans un tube sec.
Réactif NO₃-1	4,0 ml	Ajouter à la pipette.
Réactif NO₃-2	0,5 ml	Ajouter et agiter.
Laisser reposer 10 minutes (temps de réaction). Ne pas refroidir avec de l'eau froide, puis introduire l'échantillon dans la cuve et mesurer dans le photomètre.		

Tableau 08 : Dosage des Nitrites.

Echantillon préparé (15 - 25 °C)	5,0 ml	Pipeter dans un tube à essai.
Réactif NO₂-1	1 micro-cuillère	Ajouter et agiter vigoureusement jusqu'à dissolution totale du réactif.
Laisser reposer 10 minutes (temps de réaction), puis introduire l'échantillon dans la cuve et mesurer dans le photomètre.		

Tableau 09 : Dosage de l'ion Ammonium.

Echantillon préparé (20 - 30 °C)	5,0 ml	Pipeter dans un tube à essai.
Réactif NH₄-1 (20 - 30 °C)	0,60 ml	Ajouter à la pipette et mélanger.
Réactif NH₄-2	1 micro-cuillère	Ajouter et agiter vigoureusement jusqu'à dissolution totale du réactif.
Laisser reposer 5 minutes (temps de réaction A).		
Réactif NH₄-3	4 gouttes	Ajouter et mélanger.
Laisser reposer 5 minutes (temps de réaction B), puis introduire l'échantillon dans la cuve et mesurer dans le photomètre.		

Tableau 10 : Dosage des Ortho-phosphates.

Echantillon préparé (10 - 35 °C)	5,0 ml	Pipeter dans un tube à essai.
Réactif PO₄-1	5 gouttes	Ajouter et mélanger.
Réactif PO₄-2	1 micro-cuillère	Ajouter et agiter vigoureusement jusqu'à dissolution totale du réactif.
Laisser reposer 5 minutes (temps de réaction), puis introduire l'échantillon dans la cuve et mesurer dans le photomètre.		

Tableau 11 : Dosage des Sulfates.

Echantillon préparé (15 - 40 °C)	2,5 ml	Pipeter dans un tube à essai.
Réactif SO₄-1	2 gouttes	Ajouter et mélanger.
Réactif SO₄-2	1 micro-cuillère	Ajouter boucher le tube et mélanger.
Chauffer le tube pendant 5 minutes à 40 °C au bain-marie (temps de réaction A) en agitant de temps en temps.		
Réactif SO₄-3	2,5 ml	Ajouter à la pipette, boucher le tube et mélanger.
Filtrer le contenu du tube par un filtre rond dans un second tube à essai avec bouchon fileté : filtrat.		
Réactif SO₄-4	4 gouttes	Ajouter au filtrat, boucher le tube et mélanger.
Chauffer le tube pendant 7 minutes à 40 °C au bain-marie (temps de réaction B) en agitant de temps en temps. Introduire l'échantillon dans une cuve de 10 mm et mesurer dans le photomètre.		

Tableau 12 : Dosage de Silicium.

Echantillon préparé (20 - 40 °C)	5,0 ml	Pipeter dans un tube à essai.
Réactif Si-1	3 gouttes	Ajouter et mélanger.
Laisser reposer 3 minutes (temps de réaction A).		
Réactif Si-2	3 gouttes	Ajouter et mélanger.
Réactif Si-3	0,50 ml	Ajouter à la pipette et mélanger.
Laisser reposer 10 minutes (temps de réaction B), puis introduire l'échantillon dans la cuve et mesurer dans le photomètre.		

b.8. Dosage des huiles et graisses

Ce terme fait la plupart du temps référence aux huiles minérales qui comportent des substances telles que les alcanes, les alcènes, etc. Outre leur toxicité, ces substances peuvent limiter l'apport d'oxygène dans les eaux de surface lorsqu'elles sont présentes en concentrations élevées. Ces polluants incluent également les hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) ainsi que les hydrocarbures aromatiques monocycliques (HAM) [4].

Principe

Les huiles, graisses et hydrocarbures totaux dissous dans les eaux sont extraites par le solvant S-316 (tetrachlorohexafluorobutanetane) ($C_4C_{14}F_6$) (**Fig. 12**).



Figure 12 : Solvant S-316

Après extraction, la phase solvant est séparée et dirigée vers la cellule de mesure de l'analyseur à infrarouge OSMA310(HORIBA) (**Fig. 13**).

➤ **Mode opératoire**

Prendre 10 ml de solvant pur du bécber avec la seringue et le verser dans la cuve d'extraction :

- Additionner 20 ml de l'échantillon ;
- Lancer l'extraction pendant 40 secondes ;
- Ouvrir la vanne d'extraction ;
- Attendre la stabilisation de la mesure (sans appuyer sur le bouton mesure) ;

- Fermer la vanne d'extraction ;
- Ouvrir la vanne de drain ;
- Fermer la vanne de drain ;
- Lire sur l'écran LCD de mesure et multiplier par le facteur de dilution (**Bourazek, 2014**).



Figure 13 : Appareil HORRIBA OCMA 310.

3.2. Analyse microbiologique

3.2.1. Dénombrement des germes revivifiables

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

A partir d'une solution mère (l'eau à analyser), porter aseptiquement deux fois une quantité de 1 ml au fond de deux boîtes de Pétri vides, préparées et numérotées à l'avance pour cet usage (**Fig. 14**). Ensuite, compléter ces deux boîtes avec une quantité d'environ 15 à 20 ml de gélose GN fondue, refroidir à 45°C, et maintenir une agitation délicate en utilisant un mouvement circulaire et de va et vient en forme de (8) pour permettre à l'eau de se mélanger à la gélose. Laisser le milieu 10 minutes sur la pailasse pour se solidifier, puis rajouter une deuxième couche d'environ 5 ml de la même gélose.

L'incubation se fait à 37 °C pendant 48 h pour la première boîte et à 22 °C pendant 72 h, tout en assurant :

- Une première lecture à 24 heures ;
- Une deuxième lecture à 48 heures ;
- Et une troisième lecture à 72 heures.

Les germes revivifiables se présentent dans les deux cas sous forme de colonies lenticulaires poussant en masse. Pour le dénombrement de ces derniers, on prend en considération les remarques suivantes :

- Dénombrer seulement les boîtes contenant entre 15 et 300 colonies ;

Les résultats sont exprimés en unités formatrices de colonies (UFC) par ml d'eau à analyser à 22 °C et 37 °C.

3.2.2. Dénombrement des Coliformes (Colimétrie en milieu liquide)

Le terme de « coliformes » ne correspond pas à une définition microbiologique stricte. Sous ce terme est regroupé un certain nombre d'espèces bactériennes appartenant en fait à la famille des *Enterobacteriaceae* et qui partagent certaines caractéristiques biochimiques.

La définition suivante a été adoptée par l'Organisation internationale de standardisation (ISO). Le terme « *coliforme* » correspond à des organismes en bâtonnets, non sporogènes, Gram négatifs, oxydase négatifs, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de sels biliaires ou d'autres agents de surface possédant des activités inhibitrices de croissance similaires, et capables de fermenter le lactose (et le mannitol) avec production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures, à des températures de 35 à 37 °C. Le dénombrement de ces organismes à 35-37 °C est souvent désigné sous l'expression de « dénombrement des coliformes totaux ».

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

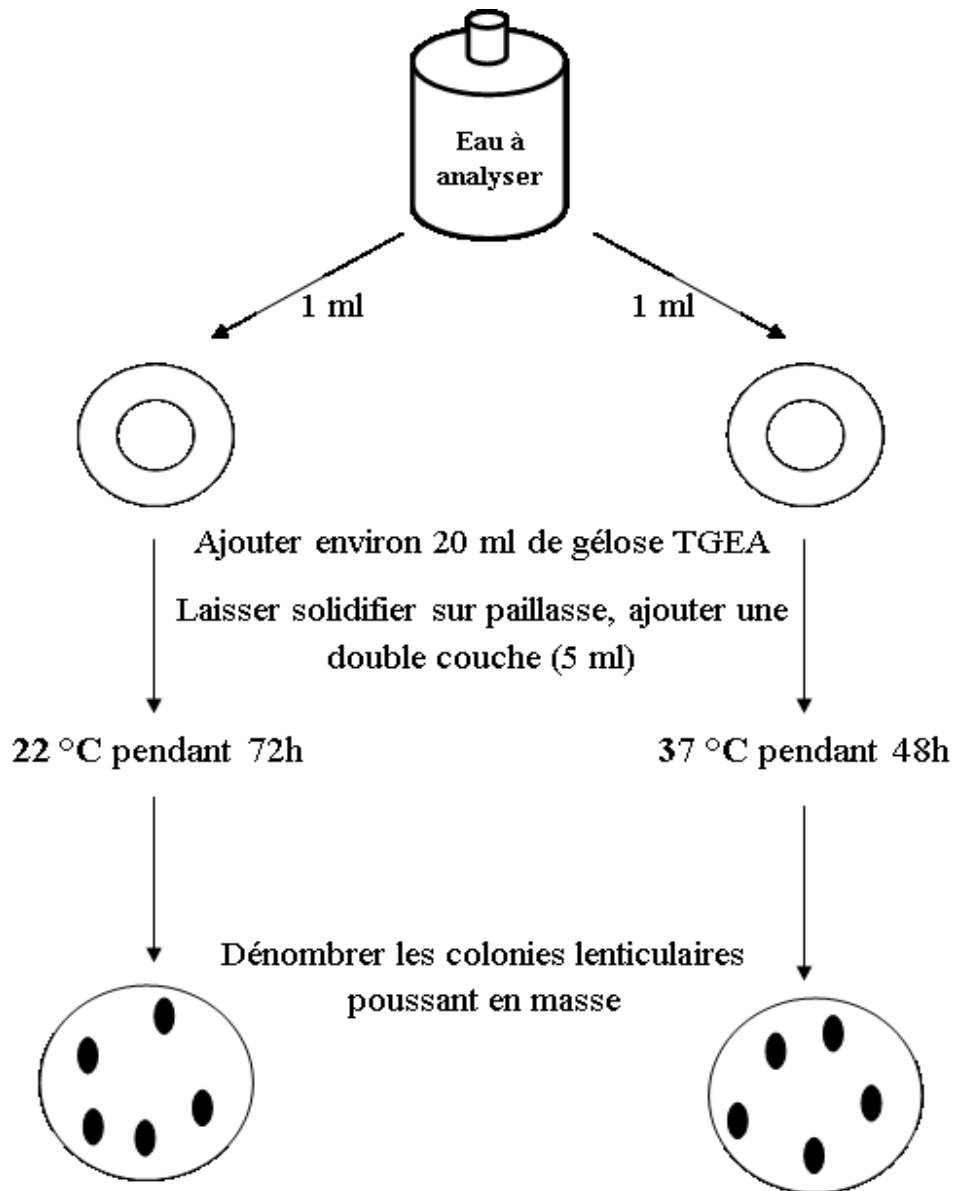


Figure 14 : Recherche et dénombrement des germes revivifiables.

❖ Principe

Après ensemencement de plusieurs dilutions de l'échantillon, le dénombrement des coliformes se fait en deux étapes consécutives :

-Le test de présomption : réservé à la recherche des coliformes.

-Le test de confirmation : réservé à la recherche des coliformes thermo tolérants et *Escherichia coli* (Fig. 15).

➤ Test de présomption

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

- 50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham ;
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche du Durham ;
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL S/C muni d'une cloche du Durham.

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

Incubation :

L'incubation de fait à 37 °C pendant 24 à 48 heures.

Lecture :

Sont considérés comme positifs les tubes présentant à la fois :

- Un dégagement gazeux (supérieur au 1/10 de la hauteur de la cloche) ;
- Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (ce qui constitue le témoin de la fermentation du lactose présent dans le milieu).

Ces deux caractères étant témoins de la fermentation du lactose dans les conditions opératoires décrites. La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table du NPP.

➤ **Test de confirmation ou test de Mac Kenzie.**

Le test de confirmation ou test Mac Kenzie est basé sur la recherche de coliformes thermotolérants parmi lesquels on redoute surtout la présence *d'Escherichia coli*. Les coliformes thermotolérants ont les mêmes propriétés de fermentation que les coliformes mais à 44 °C.

Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement des coliformes totaux feront l'objet d'un repiquage à l'aide des tubes contenant le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham. Chassez le gaz présent éventuellement dans les cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum.

Incubation :

L'incubation se fait cette fois-ci à 44 °C pendant 24 heures.

Lecture :

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

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

Remarque :

Etant donné que les Coliformes fécaux font partie des Coliformes totaux, il est pratiquement impossible de trouver plus de Coliformes fécaux que de Coliformes totaux.

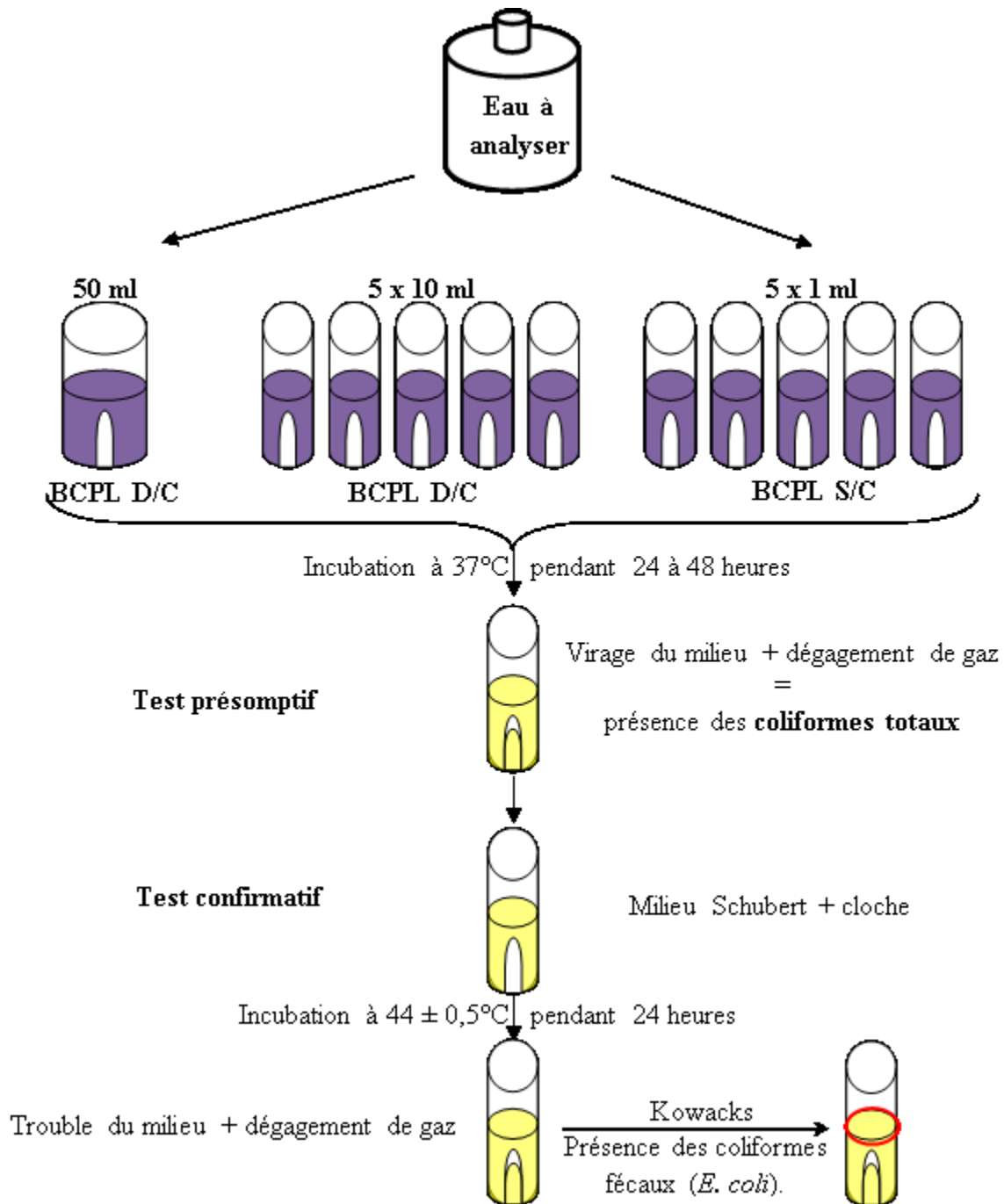


Figure 15 : Recherche et dénombrement des coliformes.

3.2.3. Dénombrement des *Enterococcus*

Anciennement la législation parlait de « streptocoques fécaux ». Sous cette dénomination générale, il faut entendre l'ensemble des streptocoques possédant la substance (acide teichoïque) antigénique caractéristique du groupe D de Lancefield, c'est-à-dire essentiellement : *Enterococcus faecalis*, *E. faecium*, *E. durans*, *E. hirae*, *Streptococcus bovis*, *S. suis* et *S. equinus*.

Ces streptocoques du groupe D sont généralement pris globalement en compte comme des témoins de pollution fécale, car tous ont un habitat fécal. On dit maintenant recherche des entérocoques intestinaux. Les dénombrements des entérocoques présumés sont rarement effectués indépendamment des dénombrements de coliformes et coliformes thermo tolérants présumés.

Les méthodes sont analogues pour ces deux types d'indicateurs et seuls les milieux diffèrent. Toutefois, d'une façon générale, les concentrations en streptocoques fécaux sont, dans les milieux naturels autres que ceux spécifiquement pollués par le bétail, inférieures à celles des coliformes.

❖ Principe

Les streptocoques fécaux ou streptocoques de groupe D de la classification de Lancefield, se présentent sous forme de cocci à Gram+, ne possédant pas de catalase mais possédant l'antigène du groupe D.

Tout comme la méthode de recherche des coliformes en milieu liquide, celle de la recherche et le dénombrement des Streptocoques fécaux fait appel à deux tests consécutifs à savoir :

-Test de présomption

-Test de confirmation : réservé à la confirmation réelle des Streptocoques fécaux à partir des tubes (**Fig. 16**).

➤ Test de présomption

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

- 50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu ROTHE D/C ;
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu ROTHE D/C ;
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu ROTHE S/C.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

Incubation :

L'incubation de fait à 37°C pendant 24 à 48 heures.

Lecture :

Sont considérés comme positifs les tubes présentant un trouble microbien, seulement ses derniers doivent absolument faire l'objet d'un repiquage sur milieu LITSKY EVA dans le but d'être confirmés.

➤ **Test de confirmation**

Le test de confirmation est basé sur la confirmation des Streptocoques fécaux éventuellement présents dans le test de présomption. Les tubes de ROTHE trouvés positifs feront l'objet d'un repiquage à l'aide des tubes contenant LITSKY EVA.

Bien mélanger le milieu et l'inoculum.

Incubation :

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

Lecture :

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

- Un trouble microbien, et ;
- Une pastille violette (blanchâtre) au fond des tubes ;
- La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table du NPP.

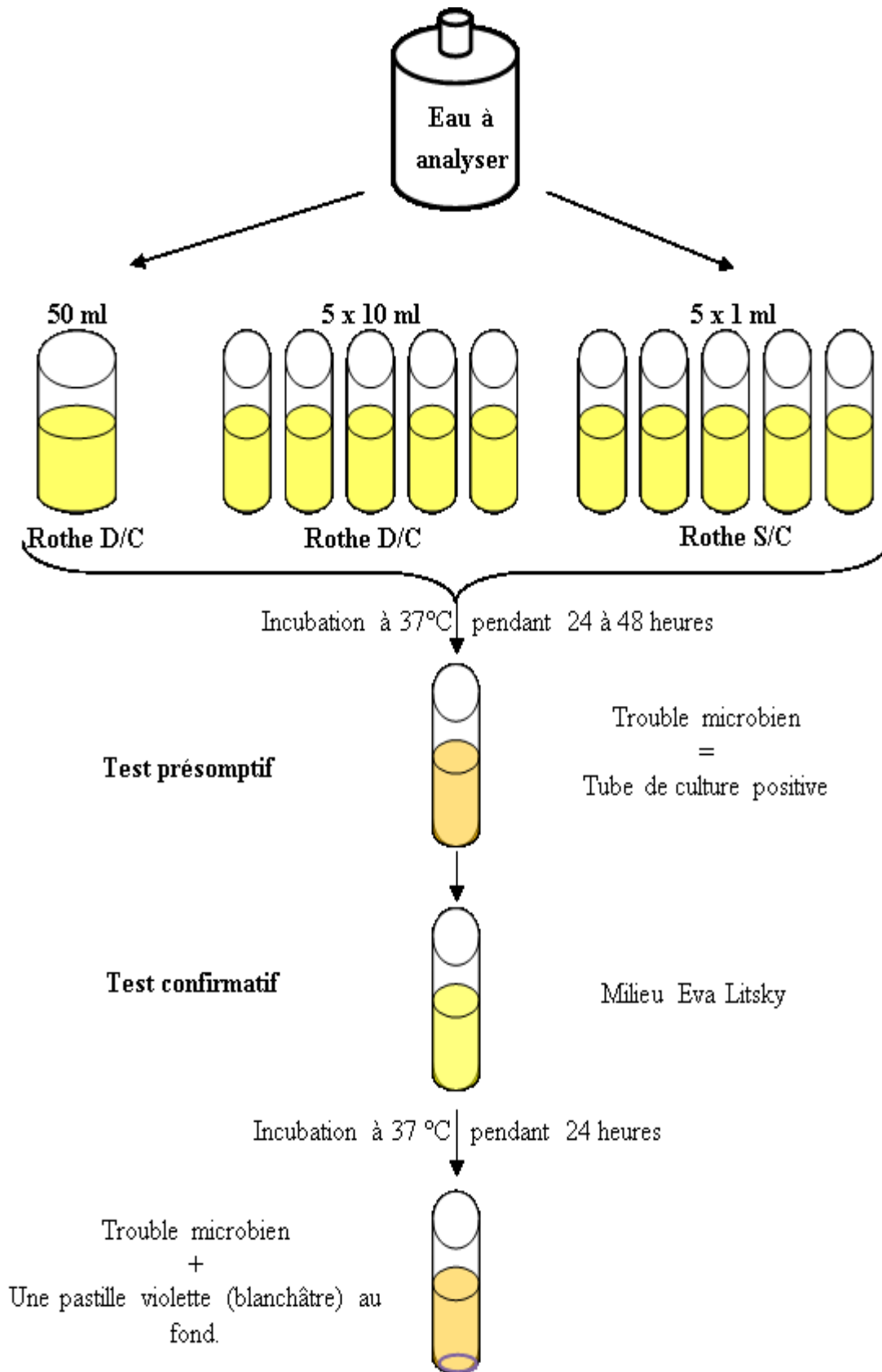


Figure 16 : Recherche et dénombrement des Streptocoque fécaux.

3.2.4. Rapport coliformes fécaux/ streptocoques fécaux (CF/SF)

Le rapport CF/SF a été utilisé en 1969 par Geldreich et Kenner où un ratio supérieur à 4 (CF/SF > 4) indique une origine humaine, tandis qu'une valeur plus petite que 0,7 (CF/SF < 0,7) montre une origine animale de la pollution (**Tab. 13**).

Tableau 13 : Origine de la pollution fécale selon le rapport CF/SF (**Borrego et Romero, 1982**).

Rapport CF/SF	Source de contamination
R < 0.7	Principalement ou entièrement d'origine animale
0.7 < R < 1	Mixte à prédominance animale
1 < R < 2	Origine incertaine
2 < R < 4	Mixte à prédominance humaine
R > 4	Source exclusivement humaine

3.2.5. Dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfite-Réducteurs

Les anaérobies sulfite-réducteurs (ASR) se présentent sous forme de bactéries Gram+, se développant en 24 à 48 heures sur une gélose Viande Foie en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de fer donne le sulfure de fer de couleur noire.

➤ Mode Opératoire

A partir de l'eau à analyser :

- Prendre environ 25 ml dans des tubes stériles, 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 formes végétatives des ASR éventuellement présentes.
- Après chauffage, refroidir immédiatement les tubes sous l'eau de robinet.
- Répartir ensuite le contenu de ce tube, dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose Viande Foie, fondue puis refroidie à 45±1 °C, additionnée d'une ampoule d'Alun de fer et d'une ampoule de Sulfite de Sodium.

- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant les bulles d'air et en évitant l'introduction d'oxygène.
- Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à 37°C, pendant 24 à 48 heures (**Fig. 17**).

Lecture :

- La première lecture doit absolument être faite à 16 heures 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 et l'analyse sera à refaire en utilisant des dilutions décimales, la deuxième lecture se fera à 24 heures et la troisième et dernière à 48 heures.
- Dénombrer toute colonie noire de 0.5 mm de diamètre, poussant en masse.
- 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.
- Certains auteurs préconisent une identification biochimique.

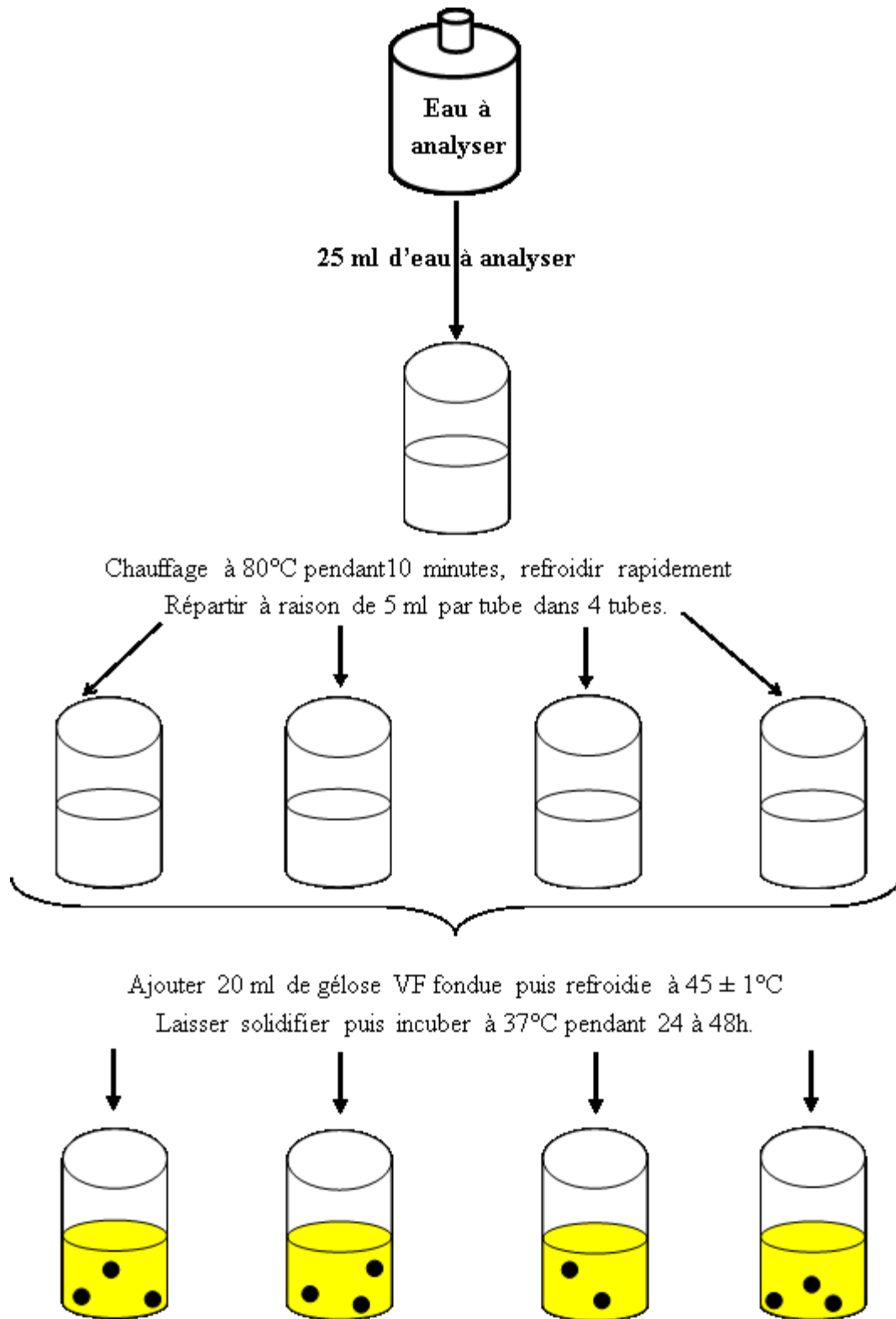


Figure 17: Recherche et dénombrement des Spores d'Anaérobies Sulfito-réductrices.

3.2.6. Recherche et isolement des germes pathogènes

a. Milieux de culture utilisés

Plusieurs milieux de culture sont employés : gélose nutritive (GN), gélose Hektoen, gélose Salmenelles-Schigelles (SS), gélose Chapman, gélose GNAB, gélose Cétrimide et gélose Sabouraud. Dans le but d'isolement des germes, l'ensemencement se fait par des stries sur des boîtes de pétri qui seront étiquetées et incubées à 37 °C pendant 24 - 48 heures. Les milieux de culture feront l'objet d'un repiquage de colonies suspectes ou désirées dans des nouvelles boîtes gélosées. Cette opération est répétée (au moins 3 fois) dans le but de vérifier la pureté des souches. Ces milieux seront ensemencés par des stries et incubés à 37 °C pendant 24 heures.

b. L'identification

b.1. Caractères morphologiques

L'analyse des caractères morphologiques des bactéries consiste à décrire les différents aspects des microorganismes par des observations macroscopiques (la forme de colonie, son contour, sa surface, sa couleur, son diamètre et élévation) et des observations microscopiques :

➤ Examen microscopique à l'état frais :

Une méthode rapide consiste à observer entre lame et lamelle une suspension bactérienne à l'objectif 40. Les renseignements obtenus par cette observation concernent principalement la mobilité, la morphologie, le mode de groupement et la quantité approximative de bactéries (**Denis et al., 2007; Delarras et al., 2003**).

➤ Examen microscopique après coloration de Gram :

C'est la coloration de référence en bactériologie. Elle permet de mettre en évidence les propriétés de la paroi des bactéries, et d'utiliser ces propriétés pour les distinguer et les classer. Son avantage est de donner une information rapide sur les bactéries présentes dans un produit ou un milieu tant sur le type que sur la forme. L'observation microscopique permet de distinguer les bactéries à Gram positif qui sont colorées en violet, de celles à Gram négatif colorées en rouge (**Mostakim, 2012**). Elle se déroule en plusieurs étapes successives:

- Préparation d'un frottis bactérien ;
- Recouvrir le frottis par la solution de cristal violet, laisser agir 1 min et laver à l'eau ;
- Mordançage : recouvrir la préparation de Lugol et laisser agir pendant 1 min et laver à l'eau ;
- Décoloration avec l'alcool à 95° pendant 30 secondes et laver à l'eau ;
- Recoloration avec la solution de Fuschine pendant 30 à 40 secondes, laver à l'eau et sécher (**Delarras & Trebaol, 2003**).

b.2. Identification biochimique

Actuellement les tests biochimiques d'identification sont effectués plus souvent sur des automates. Les systèmes « bioMérieux » utilisent des cartes plastiques renfermant des micro-cupules, chaque cupule contenant un substrat spécifique déshydraté. Nous avons procédé à l'identification par la galerie API 20 E, qui permet de différencier les espèces de la famille des *Enterobacteriaceae*, la galerie API 20 NE pour les espèces qui n'appartiennent pas à la famille des *Enterobacteriaceae*, la galerie API Staph pour les espèces appartenant à la famille des *Staphylocoques*, la galerie API 20 Strep pour les espèces appartenant à la famille des *Streptocoques* et la galerie Api 20 C AUX pour les levures couramment rencontrées. Son principe consiste à incuber dans les micro-cupules à l'aide d'une pipette pasteur, une suspension bactérienne homogène. L'incubation se fait à 37 °C pendant 24h et se traduit par les virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. L'identification se fait selon le profil numérique à l'aide du catalogue analytique de chaque système API .

c. Recherche et isolement de *Psodomonas aeruginosa*

Pseudomonas aeruginosa, autrement connu sous le nom de bacille pyocyanique est une bactérie Gram négatif à oxydase positif, mobile appartient à la famille des *Pseudomonadaceae*. Cette bactérie est l'une des plus répandues en milieu hospitalier, et elle est responsable de certaines infections nosocomiales.

L'isolement se fait directement d'eau à analyser sur milieu sélectif: la gélose Cétrimide. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures. La boîte de gélose Cétrimide subira une lecture en tenant compte que les *P. aeruginosa* se présentent le plus souvent sous formes de colonies bleu-vert sur la gélose. Les bactéries produisent un pigment: la pyocyanine.

Des colonies caractéristiques et distinctes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit: état frais (bacille, mobilité)

coloration de Gram (bacilles Gram négatifs), oxydase (+), ensemencement de deux tubes de King A et King B qui seront incubés à 37°C, 24 h. Après incubation, King A positif (bleu) et King B positif (vert) : production des pigments : pyocyanine et pyoverdine, ces deux caractéristiques sont retrouvés dans le cas de *P. aeruginosa*. Si le King A est négatif (incolore) et King B positif (vert) : production de pyoverdine uniquement, c'est l'espèce *P. fluorescens*. Enfin, l'ensemencement d'une galerie biochimique Api 20NE.

d. Recherche et isolement de *Staphylococcus aureus* sur milieu Chapman

Staphylococcus aureus présente sous forme de cocci, en grappe de raisin, Gram+, possédant catalase et coagulase.

L'isolement se fait directement d'eau à analyser (0.1 ml) sur milieu : la gélose Chapman. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures.

La boîte de gélose Chapman subira une lecture en tenant compte que les *Staphylocoques* pathogènes forment des colonies entourées d'une auréole jaune due à la fermentation du mannitol. Les *Staphylocoques* non pathogènes forment en général de petites colonies rouges qui ne modifient pas la teinte du milieu. Quelques souches de *Staphylococcus epidermidis* sont capables de fermenter le mannitol. Pour s'assurer qu'il s'agit bien de colonies de *Staphylococcus aureus*, effectuer sur 2 à 3 colonies de chaque boîte des tests biochimiques rapides à savoir :

- Etat frais (Cocci, mobilité) ;
- Coloration de Gram (Gram positif) ;
- Une épreuve à la catalase ;
- Une épreuve à la coagulase ;
- Ensemencement d'une galerie biochimique Api 20 Staph.

e. Recherche et isolement de *Vibrio cholérique*

Les *Vibrionaceae* se présentent sous forme de Bacilles Gram Négatifs droits ou incurvés très mobiles, possédant une oxydase, aéro-anaérobies facultatifs, fermentant le glucose sans production de gaz ni d'H₂S.

➤ **Mode opératoire**

Premier Enrichissement

Le premier enrichissement s'effectue sur le milieu Eau Peptonée Alcaline 10 fois concentré réparti à raison de 50 ml par flacon auquel on ajoute aseptiquement 450 ml d'eau à analyser au moment du prélèvement. Ce dernier sera par la suite incubé à 37°C pendant 18 à 24 heures.

Deuxième enrichissement et Isolement

Ce flacon fera l'objet :

- D'une part, d'un deuxième enrichissement sur milieu EPA en tubes à raison de 1 ml ;
- D'autre part, d'un isolement sur gélose la première boîte GNAB (1).

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

Lecture des boîtes et identification

- D'une part, le tube d'EPA fera l'objet d'un isolement sur une autre boîte GNAB (2).
- D'autre part, la première 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 caractéristique.

Des 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 heures.
- Ensemencement d'un tube de gélose nutritive inclinée qui sera incubé à 37 °C, à 24h qui servira à l'agglutination sur lame.
- Ensemencement d'une galerie biochimique Api 20 NE.

f. Recherche et isolement des Salmonelles

Les salmonelles sont des bactéries entériques en forme de bâtonnets, anaérobies facultatives, à Gram négatif, Lactose négatif, Glucose positif avec production de gaz, mobiles pour la plupart avec des flagelles péritriches, qui produisent du sulfure d'hydrogène, ayant

une température optimale de croissance de 35/37°C, Elles supportent une gamme de pH allant de 4,5 à 9,0 avec un optimum de 6,5 à 7,5 (**Harizi, 2009**).

➤ **Mode opératoire**

L'isolement se fait après enrichissement d'eau à analyser puis la culture sur milieu sélectif : la gélose SS ou Hektoen. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 h.

• **1^{er} Enrichissement**

Le premier enrichissement permet aux bactéries de récupérer l'ensemble de leurs potentialités au terme de leur incubation.

100 ml d'eau à analyser sur milieu sélénite cystine (D/C) ; puis incubation à 37°C pendant 18 à 48 h.

• **2^{eme} Enrichissement**

D'une part : ensemencement sur milieu sélénite cystine en tube à raison de 0,1 ml

D'autre part : Isolement sur gélose Héктоen, incubation à 37°C pendant 24 h.

➤ **Lecture**

Des 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) ;
- Glucose (+) avec production de l'H₂S;
- Ensemencement d'un tube de TSI qui sera incubé à 37 °C, 24 heures.
- Ensemencement d'un tube de gélose nutritive inclinée qui sera incubé à 37 °C, à 24h qui servira à l'agglutination sur lame.
- Ensemencement d'une galerie biochimique Api 20 E.

g. Recherche des levures et des champignons sur gélose Sabouraud

La gélose Sabouraud constitue un milieu classique pour la culture, isolement et identification des levures et des moisissures. Elle est recommandée essentiellement dans les prélèvements peu chargés en bactéries. Dans le cas de prélèvement fortement contaminés, il est préférable d'utiliser la gélose de Sabouraud au chloramphénicol et gentamicine (chloramphénicol 50 mg et gentamicine 25 mg à 100 ml de milieu).

L'isolement se fait directement d'eau à analyser (0.5 ml) sur milieu : la gélose de Sabouraud. L'incubation se fait à 37 °C pendant 24 à 48 heures, ensuite prolonger l'incubation à la température ambiante de laboratoire.

La lecture se fait au bout de 48 heures, et peut aller jusqu'à 7 jours. Faire les Observations microscopiques et les tests spécifiques appropriés pour identifier les espèces à savoir :

- Les colonies de *Candida albicans* apparaissent bombées, crémeuses et blanchâtres. la technique d'identification classique repose sur la filamentation en sérum. Exclusive à l'espèce *Candida albicans* (Incuber 1 ml de suspension de la souche de levure suspecte avec 1 ml de sérum humain pendant 3 heures à 37 °C). Observer au microscope entre lame et lamelle. *Candida albicans* montre des tubes germinatifs, qui sont minces et plus longs que les cellules mères.
- Ensemencer une galerie biochimique API 20 C AUX.
- Identifier les champignons isolés sur la base de l'aspect macroscopique des colonies (la face et le revers). Cette identification reste approximative, vue la nécessité d'un examen soigneux d'autres critères comme la vitesse de croissance et l'examen microscopiques.

Chapitre IV : Résultats et Discussion

Avec l'augmentation des opportunités industrielles et agricoles de la région de Bouchegouf, il est attendu que des altérations des eaux superficielles aient lieu. Pour des raisons purement naturelles, les processus de contamination sont évolutifs en fonction des facteurs propres à l'environnement économique. Dans cette étape, il est normal d'établir le faciès chimique, l'indice de contamination et enfin la qualité des eaux en périodes basses et hautes de la saison (Chaoui et al., 2007).

1. Paramètres physicochimiques

1.1. Conductivité

La conductivité est un paramètre important dans la mesure où elle reflète la minéralisation globale de l'eau. Notons que les valeurs mesurées ont été corrigées par rapport à une température standard de 25 °C.

D'après l'histogramme au-dessous (Fig. 18), la conductivité présente des valeurs assez élevée varient de 1292 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 2930 $\mu\text{S}/\text{cm}$ comme un maximum enregistré au mois de Février dans le site 3.

Les résultats obtenus indiquent une forte minéralisation des eaux de surface de l'Oued El Mellah qui peut être dus à la dissolution et au lessivage des formations géologiques Triasiques gypsifères dans la région de Bouchegouf.

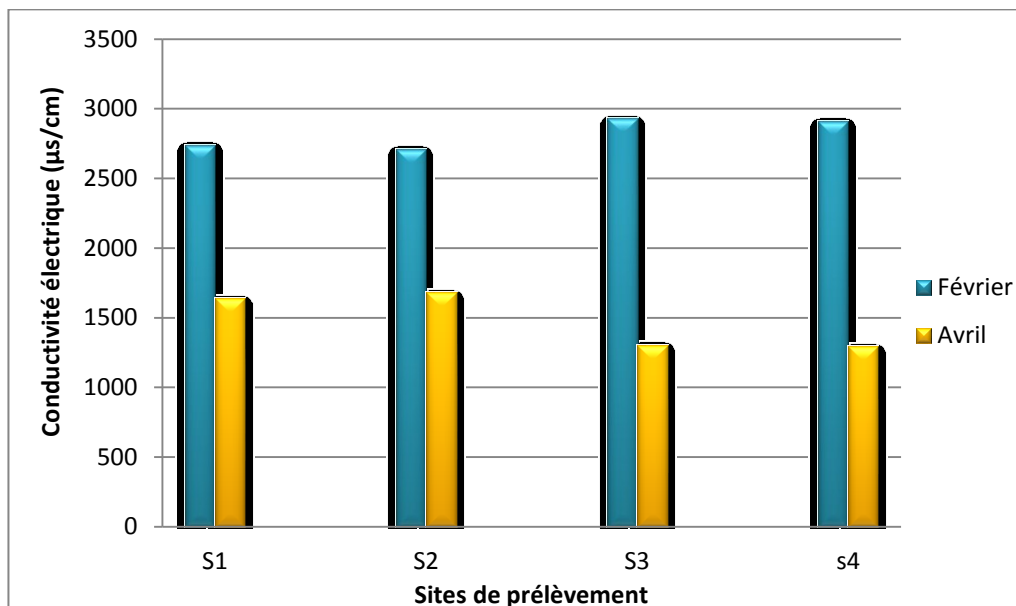


Figure 18 : Variation de la conductivité électrique.

1.2. Potentiel d'hydrogène

Le pH permet de déterminer l'acidité ou l'alcalinité d'une eau et il conditionne l'équilibre physico-chimique.

Dans la région d'étude les résultats du pH des eaux sont illustrés dans la figure 19. Il se trouve dans l'intervalle des normes (6,5-8,5) pour le mois de Février avec des valeurs variables entre 7,93 et 8,2 ; tandis que le mois d'Avril présente des valeurs de pH basique hors normes de potabilité, oscillent de 8,63 à 8,86 ce qui traduit une évaporation intense et des eaux plus minéralisées dépend de la nature géologique des terrains traversés.

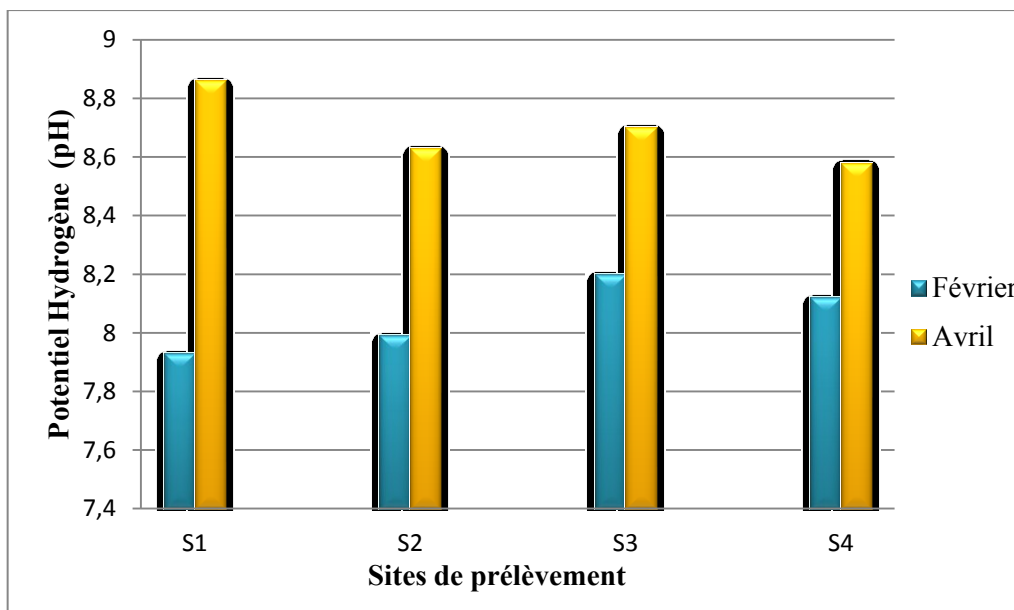


Figure19: Variation du potentiel hydrogène.

1.3. Oxygène Dissous

Pour une température et une pression données, on trouve une quantité maximale d'oxygène sous forme dissoute ; elle présente la teneur en O₂ pour laquelle l'eau est saturée à 100 %.

La concentration d'oxygène dissous varie de 5,83 mg/l et 8,75 mg /l, ce qui indique une eau de bonne qualité. La saturation en O₂ due aux activités photosynthétiques intense ou bien une eutrophisation dans le milieu et l'oxygène de l'air (Fig. 20).

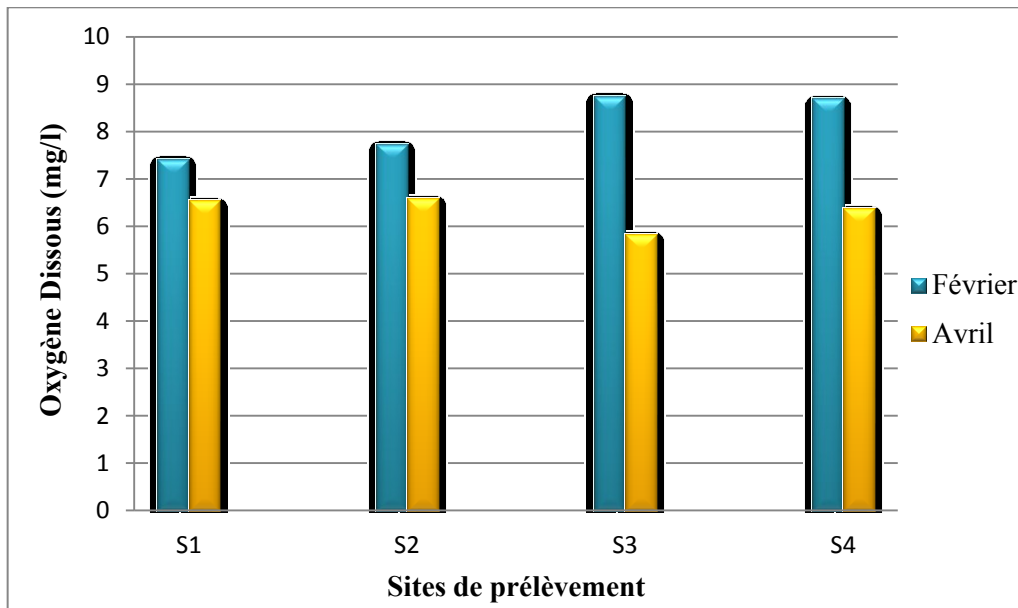


Figure 20 : Variation d'oxygène dissous.

1.4. Température

La température de l'eau d'Oued El Mellah est mesurée dans deux mois distincts Février et Avril où elle est élevée du premier par rapport à ce dernier. Les valeurs varient de 12,8 °C à 16,4 °C (Fig. 21).

Ces résultats sont dans les normes indiquant une bonne activité métabolique des microorganismes aquatiques.

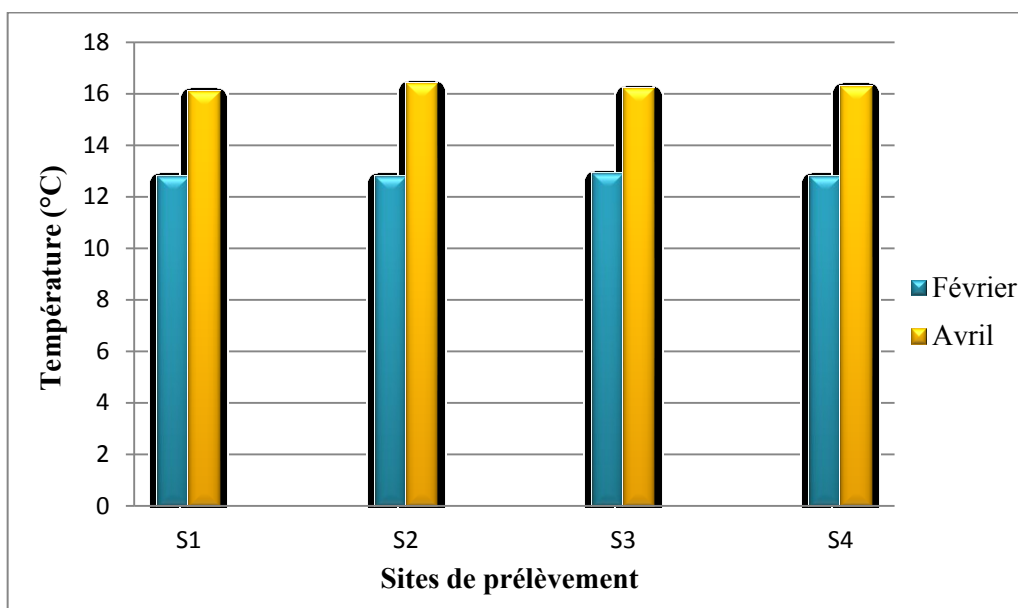


Figure 21: Variation de la température.

1.5. Les éléments majeurs

1.5.1. Calcium

Les résultats illustrés dans la figure 22 montrent des concentrations assez importantes dépassant les normes françaises de potabilité de l'eau à l'inverse des normes Algériennes où ces valeurs sont considérées comme acceptables (**Annexe 01**). La valeur maximale est de l'ordre de 144 mg/l atteint au niveau du site 4 au mois de Février.

Ce qui indique l'influence des formations calcaires soit la dissolution des formations carbonatées (CaCO_3), soit la dissolution des formations gypseuses (CaSO_4).

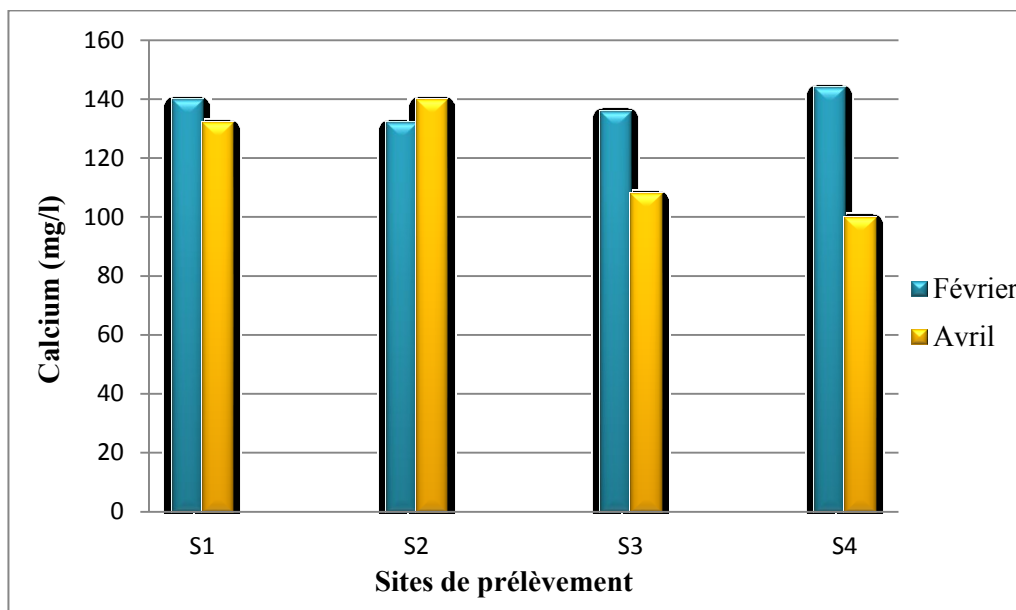


Figure 22: Variation de calcium dans les points de prélèvement.

1.5.2. Magnésium

L'ion magnésium constitue un élément significatif de la dureté de l'eau, sa teneur dépend de la composition des roches sédimentaires rencontrés (**Rodier, 2005**).

Les teneurs de magnésium varient entre 12,72 mg/l et 27,84 mg/l comme valeur maximale notée au mois d'Avril dans le site 4 où elle est plus inférieure à la norme française qui exige une concentration de 50 mg/l au maximum (**Fig. 23**).

Ces résultats peuvent être interprétés par la relation directe avec l'évaporation ce qui favorise l'augmentation de la densité.

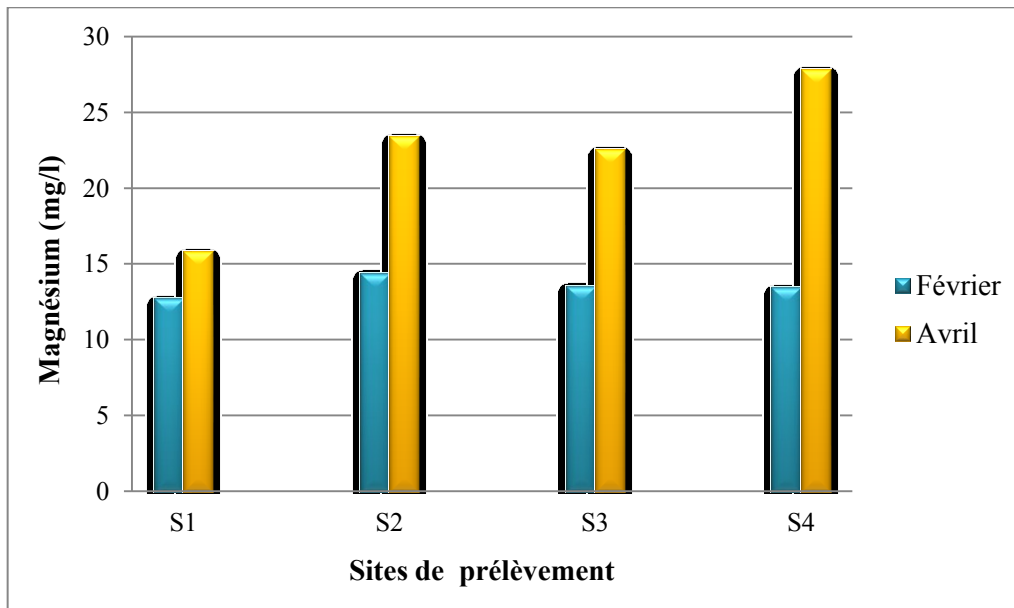


Figure 23: Variation de Magnésium.

1.5.3. Chlorures

Les chlorures sont toujours présents dans les eaux naturelles mais à des proportions variables. Ils proviennent essentiellement de la dissolution des sels naturels par le lessivage des terrains salifères; des rejets des eaux usées d'origine domestique et industrielle.

Dans notre étude la teneur maximale 115,2 mg/l a été obtenue au site 2, tandis que la valeur minimale 96,2 mg/l a été enregistrée au niveau du site 3 pendant le mois de Février. Ces valeurs restent admissibles et conformes aux normes de l'OMS qui fixe une concentration maximale de 250 mg/l (Fig. 24).

La variation quantitative temporelle de chlorure dans les quatre sites des deux prélèvements montre que la concentration de chlorure dans l'Oued est liée principalement à la nature des terrains (Mokdadi et Messai Ahmed, 2015).

1.5.4. Sodium

Le Sodium est un élément constant de l'eau, toutefois, les concentrations peuvent être extrêmement variables allant de quelques dizaines de milligrammes à 500 mg/l (Rodier 2009).

Nos analyses ont montrés que la valeur minimale du sodium a été marquée pendant le mois d'Avril dans le site 3 avec une concentration de 81,12 mg/l et une valeur maximale de 120,3 mg/l notée dans le site 4 durant le mois de Février (Fig. 25).

Cette variation des valeurs reste conforme aux normes de l'OMS qui fixe une concentration maximale de 200 mg/l. La présence de cet élément dans l'Oued peut être

liée à deux origines naturelles : l'effet de la salinité et surtout la dissolution des formations évaporitiques (salifères).

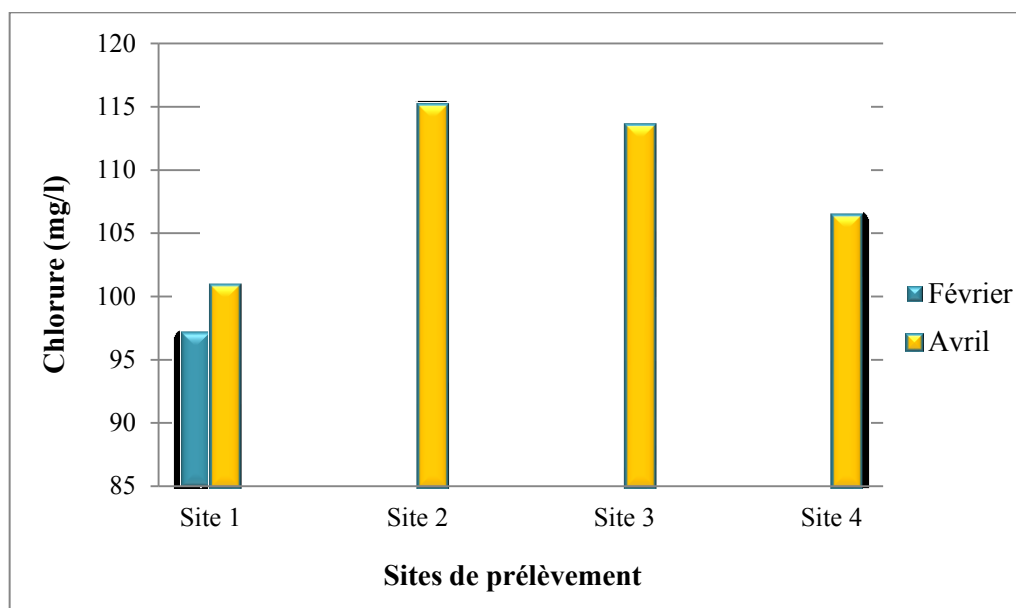


Figure 24: Variation de Chlorure.

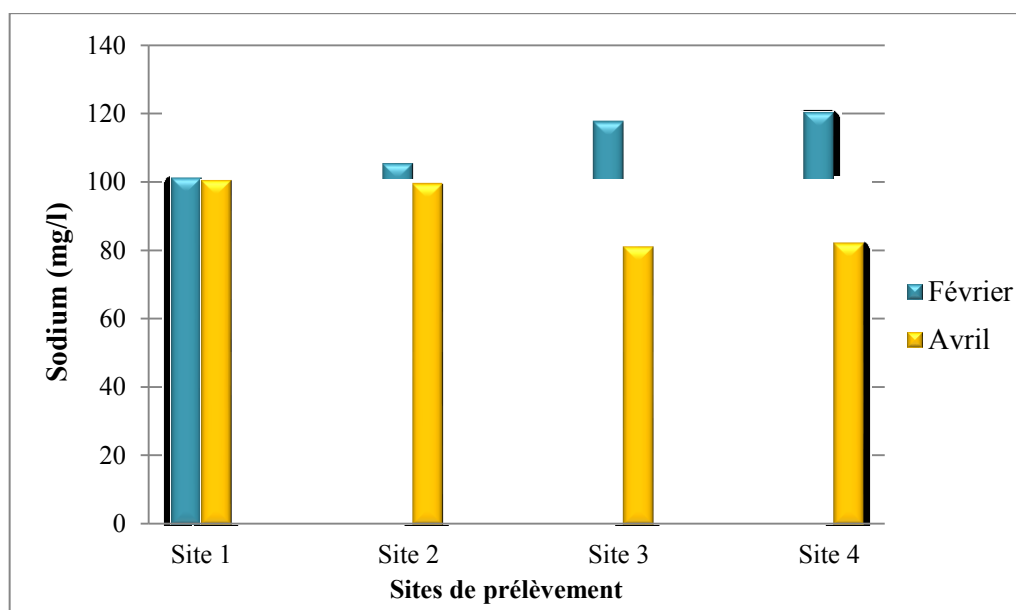


Figure 25 : Variation du Sodium.

1.5.5. Potassium

La présence du Potassium est à peu près constante dans les eaux naturelles et ne dépasse pas habituellement 10 à 15 mg/l (Rodier, 2009).

Les valeurs trouvées au niveau des sites 1 et 3 sont presque égale à 15 mg/L dans le mois de Février en comparaison avec les valeurs du mois d'Avril qui varient de 9,28 mg/l à 11,46 mg/l (**Fig. 26**).

Les valeurs observées montrent que la concentration du Potassium dans l'Oued est inférieure à la limite des normes de l'OMS dans le mois d'Avril est supérieurs aux normes dans le mois de Février. Le potassium peut provenir soit de l'altération des formations silicatées, soit des argiles potassiques et de la dissolution des engrais chimiques.

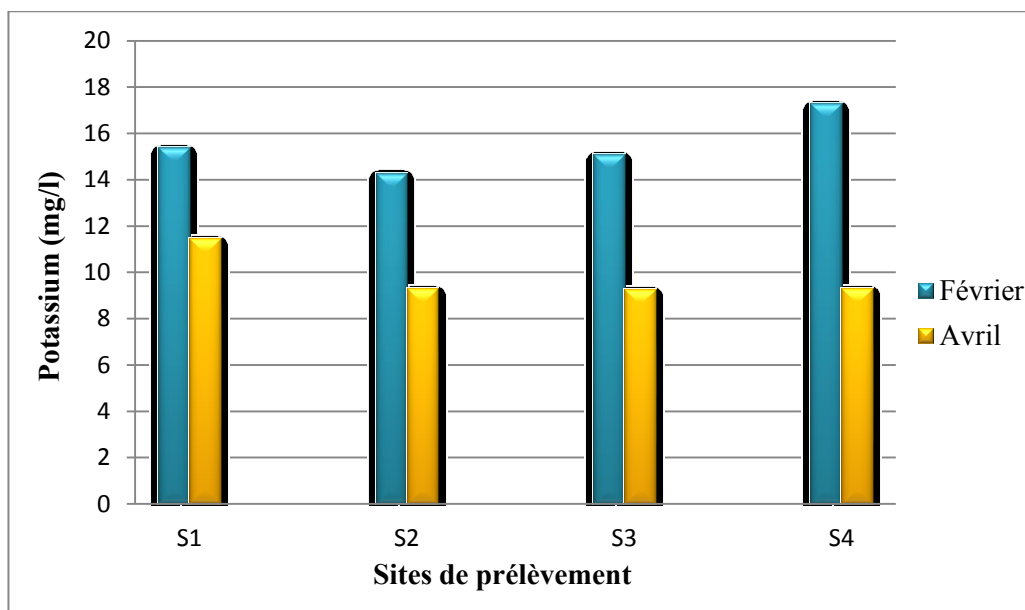


Figure 26 : Variation du Potassium.

1.5.6. Les Bicarbonates (HCO_3^-)

La teneur des bicarbonates dans l'eau dépend des terrains traversés (Rodier, 2005). Les normes de l'OMS fixe une valeur de 200 mg/l au maximum.

Les données enregistrées dans notre étude montrent une variation des concentrations des bicarbonates entre une valeur minimale de 61 mg/l dans le site pendant le mois de Février et une valeur maximale de 93,4 mg/l dans le site 2 durant le mois d'Avril (**Fig. 27**).

Les concentrations en bicarbonates sont dues à la dissolution des formations carbonatées, mais dans la présente étude, elles sont toujours inférieure aux normes de l'OMS ce qui peut être expliqué par l'influence de la dilution des eaux.

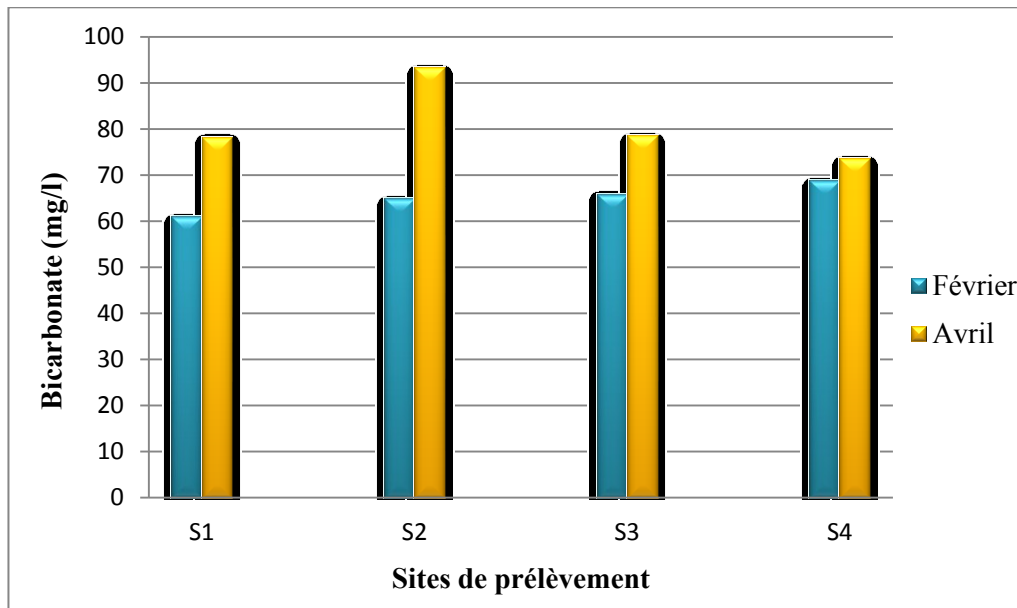


Figure 27 : Variation des Bicarbonates.

1.5.7. Les Sulfates (SO_4^{-2})

La concentration en ions sulfate des eaux naturelles est très variable. Dans les terrains ne contenant pas une proportion importante de sulfates minéraux, elle peut atteindre 30 à 50 mg/l, mais ce chiffre peut être très largement dépassé (jusqu'à 300 mg/l) dans les zones contenant du gypse ou lorsque le temps de contact avec la roche est élevé (Rodier, 2009).

Pour l'eau étudiée, on note des valeurs élevées dépassant les normes de l'OMS (250 mg/l) avec une valeur maximale de 388 mg/l dans le site 4 et une valeur minimale de 349 mg/l dans le site 2 pendant le mois de Février, ces valeurs vont diminués pendant le mois d'Avril jusqu'au 293 mg/l dans le site 3 (Fig. 28).

Ces concentrations élevées peuvent être liées à deux origines : la dissolution des formations gypseuses par lessivage des évaporitiques et l'influence des rejets industrielles où les sources principales sont les unités de textile et de fabrication des pâtes et papiers.

1.6. Les éléments de pollution (Les nutriments)

1.6.1. Nitrates

Les ions nitrates (NO_3^-) représentent la forme la plus soluble de l'azote. Leur présence dans les eaux de surface est probablement liée à l'utilisation intensive des produits fertilisants (chimique ou organique).

Les teneurs en nitrates (Fig. 29) mesurées varient entre 9,56 et 10,95 mg/l des valeurs minimales notées pendant les deux mois de Février et Avril au niveau des stations S2 et

entre 16,19 et 19,4 mg/l (valeur maximal au niveau des stations S3 et S4 pendant les mêmes mois).

Ces concentrations restent toujours inférieures à la norme prescrite par l'OMS (50 mg/l). Les activités agricoles, l'élevage et les rejets domestiques et industriels aux bordures de l'Oued pourraient expliquer ces concentrations dans les eaux.

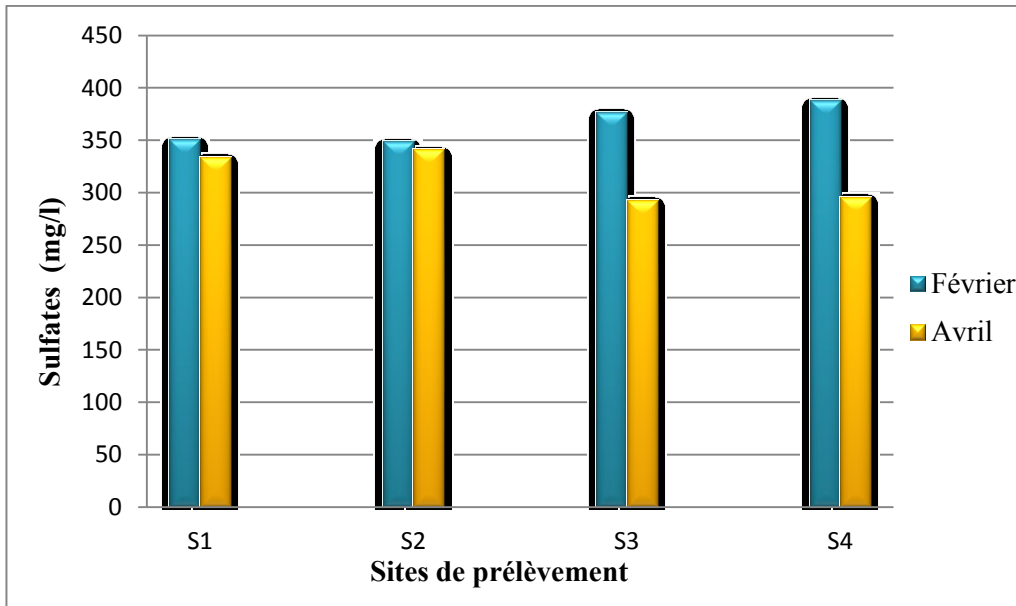


Figure 28 : Variation des Sulfates.

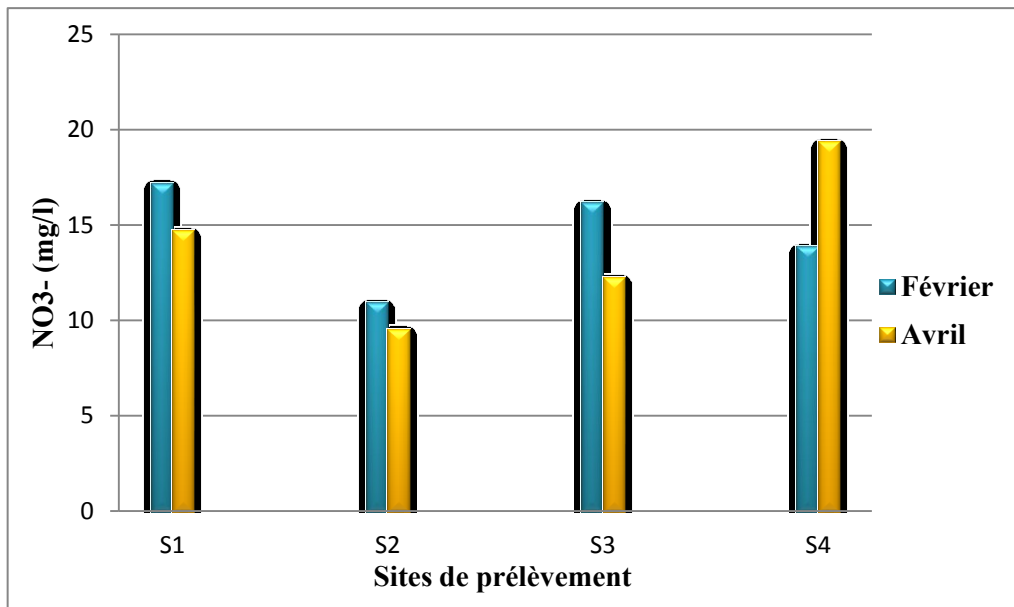


Figure 29 : Variation des nitrates.

1.6.2. Nitrites

Les nitrites sont également assez largement présents, mais à des niveaux bien moindres que les Nitrates. Les nitrites proviennent d'une oxydation incomplète des matières organiques. Ils sont très répandus dans l'environnement, se retrouvent dans une grande partie des eaux. Les fortes teneurs correspondent à la réduction des nitrates en nitrites par les anaérobies sulfito-réducteurs. Elles peuvent également être liées à l'oxydation bactérienne de l'ammoniaque.

Les teneurs en nitrites (**Fig. 30**) varient de 0,09 mg/l valeur minimal enregistré pendant le mois d'Avril dans la station S3 et 0,415 mg/l valeur maximal au mois de Février au niveau de la station S1. Ces valeurs restent dans les normes de potabilité décrites par l'OMS, (2011).

La présence des Nitrites dans l'eau en quantité importante dégrade la qualité de l'eau et pourrait affecter la santé humaine. La toxicité liée au nitrite est très significative en raison de leur pouvoir oxydant.

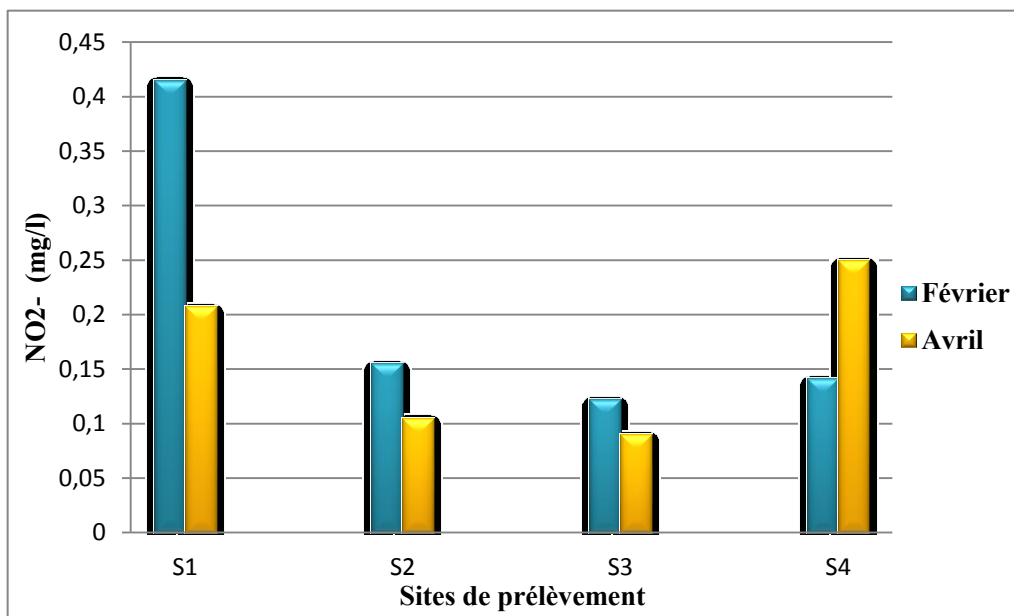


Figure 30 : Variation des Nitrites.

1.6.3 Ammonium

La présence d'ammoniaque en quantité importante est l'indice d'une contamination par des rejets d'origine humaine ou industrielle. Les urines humaines ou animales contiennent en effet de grandes quantités d'urée qui se transforme rapidement en ammoniaque. Il présente une forte toxicité pour tous les organismes d'eau douce sous sa forme non ionisée (NH_3). La proportion de NH_3 augmente en fonction croissante du pH et de la température.

Les teneurs en ions d'ammonium (NH_4^+) (**Fig. 31**) oscillent entre une valeur minimale de 0.052 mg/l enregistrée au niveau de la station S3 pendant le mois de Février et une valeur maximale de 0.37 mg/l notée au niveau de la station S3 durant le mois d'Avril. Ces valeurs sont inférieures à la norme décrite par l'OMS, (2011).

L'origine de l'ammonium est liée soit au rejet domestique et l'activité pastorale et agricole, soit par réduction des formes azotées (nitrates et nitrites).

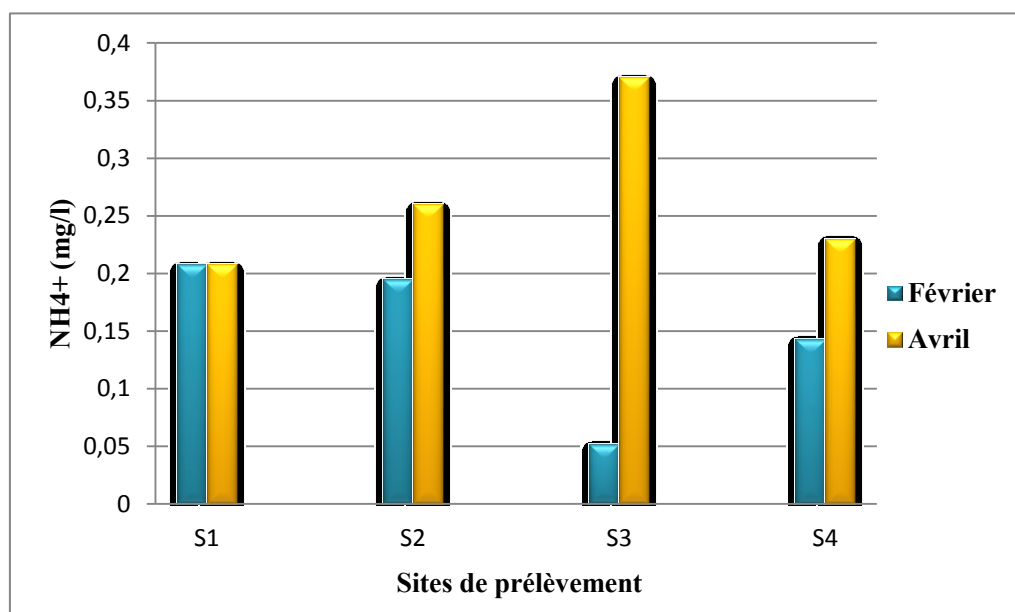


Figure 31: Variation d'Ammonium.

1.6.4 Ortho-phosphates

Le phosphore est l'un des nutriments les plus importants dans la nature. Il représente un élément biogène indispensable à la croissance des algues, des bactéries et des protozoaires. Les teneurs élevées de cet élément dans les eaux de surface peuvent entraîner leur eutrophisation.

Les concentrations en ortho-phosphates (**Fig. 32**) exhibent des taux variés minimaux au niveau des stations S1 / S2 /S3 qui sont de l'ordre de 0.061, 0,061 et 0.18 mg/l pendant les deux mois. Une valeur maximale est notée au niveau de la station S4 de l'ordre 0.46 mg/l au mois d'Avril mais elle conforme aux normes.

Ces teneurs sont les conséquences de la manipulation agricole et les rejets d'eaux usées de nombreuses communes proches des stations. L'élévation de ces teneurs pendant la période hivernale pourrait être liée à l'accentuation du lessivage des sols.

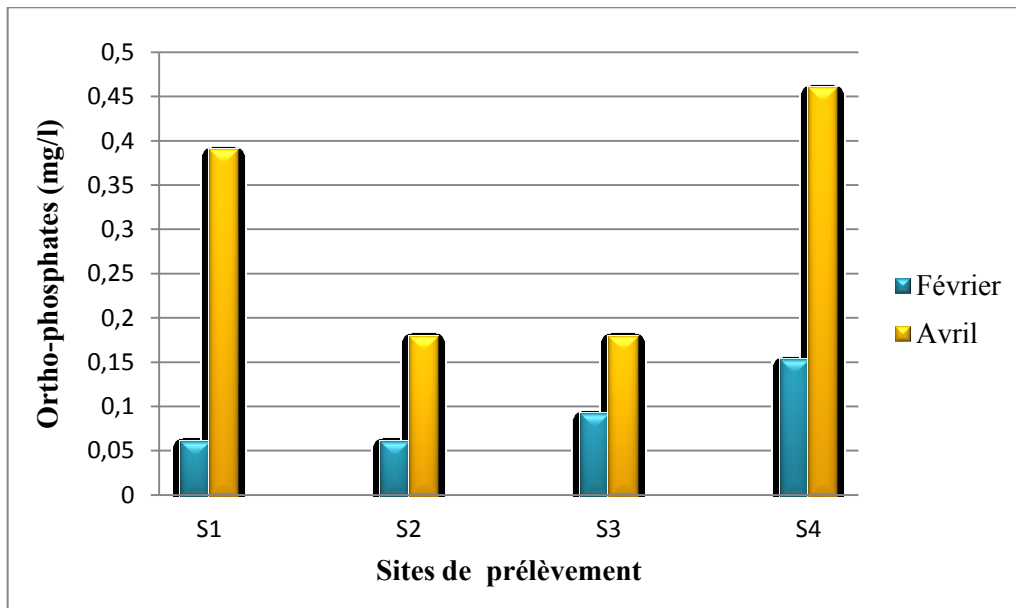


Figure 32 : Variation des Ortho-phosphates.

1.7. Silice

La silice dans la nature se trouve sous forme SiO_2 , d'origine naturelle liée aux formations silicatées (sables et grés) ainsi que les silicates en provenance de roches métamorphiques et magmatiques. Les composés siliceux représentent environ 28 % de la lithosphère. Combinée à de nombreux minéraux, la silice forme des silicates. La dégradation de ces produits est à l'origine de la silice naturelle dans l'eau. Elle représente un indicateur de propreté favorisant le développement des diatomées (Fig. 33).

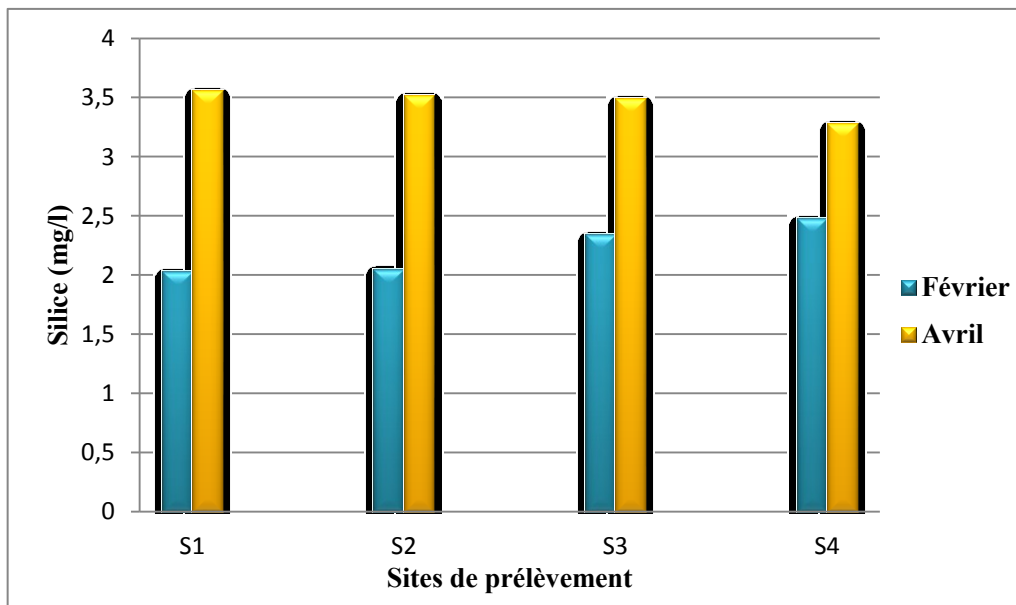


Figure 33 : Variation de la Silice.

Les teneurs de silice enregistrées sont faibles, elles oscillent de 2,03 mg/l au niveau de la station S1 (valeur minimal) durant le mois de Février à 3,56 mg/l valeur maximale notée dans le site 1 pendant le mois d'Avril.

1.8. Huiles et graisses

Les résultats obtenus montrent des valeurs nulles dans le site 1 et 2 durant les deux prélèvements. Ainsi, les concentrations varient de 80,6 mg/l valeur minimale notées dans le site 3 au mois de d'Avril, alors que la valeur maximale des huiles et graisses représente une concentration de 135 mg/l au mois de Février dans le même site (Fig. 34).

Ces valeurs sont hors le cadre de la conformité, car il ne faut pas qu'elles dépassent 20 mg/l. La pollution est due à partir des rejets et des déchets des usines qui entourent le cours d'eau.

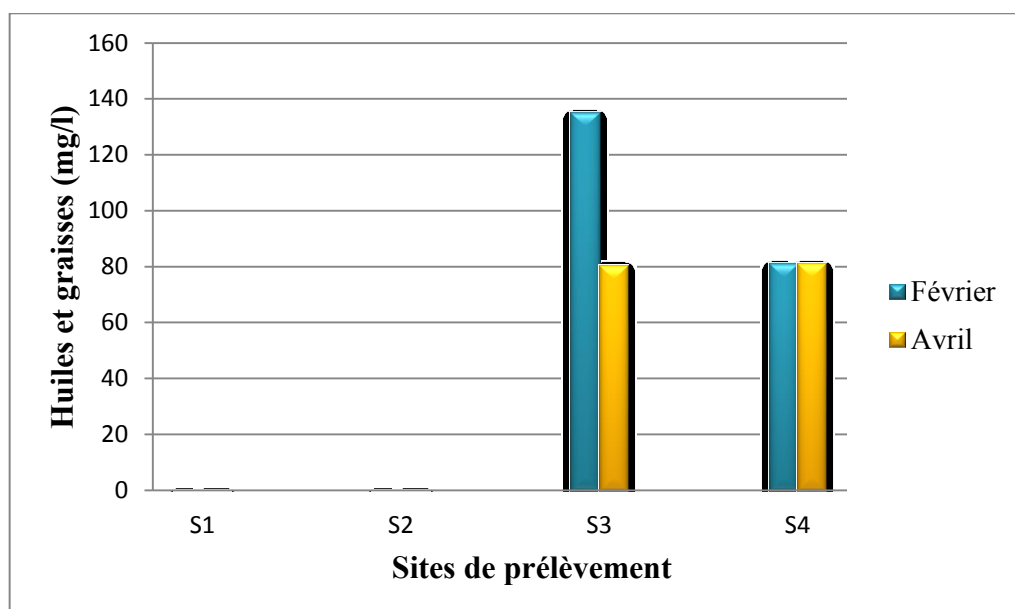


Figure 34 : Variation des huiles et graisses.

2. Faciès chimiques des eaux

La représentation de la composition des eaux sur le diagramme de Piper, appelle les commentaires suivants (Fig. 35):

- Le triangle des anions, la plupart des eaux se rapprochent du pôle sulfaté.
- Le triangle des cations, la plupart des eaux se rapprochent du pôle calcique.

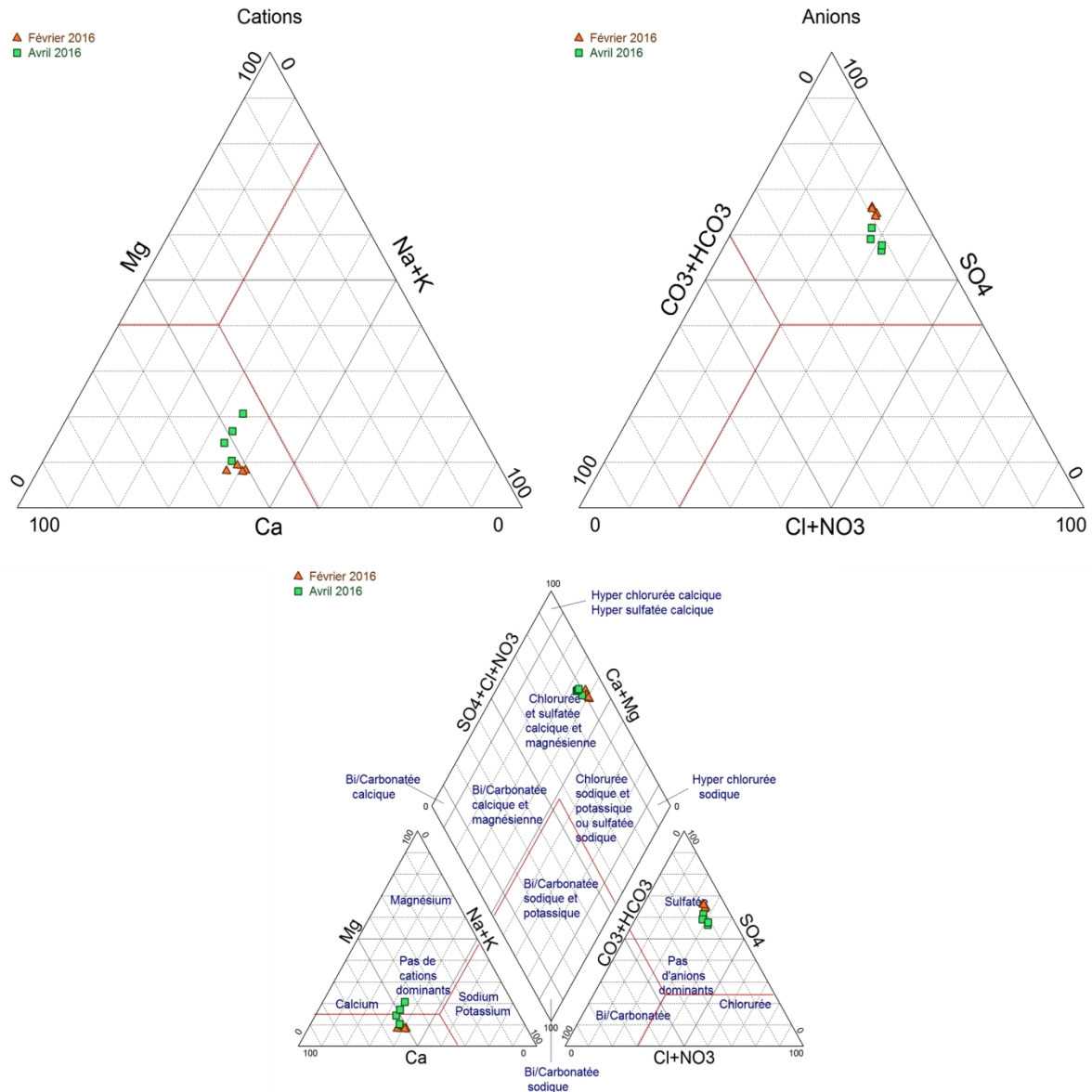


Figure 35 : Diagrammes de Piper des eaux de l’Oued El Mellah (2016).

Dans le losange, les eaux de l’Oued El Mellah présente un faciès chimique chloruré sulfaté calcique.

La comparaison des moyennes et des écart-types des éléments chimiques majeurs, pour les 08 échantillons des eaux prélevées (**Tab. 14**), montre que les sulfates et le calcium ainsi que les chlorures ont des valeurs moyennes plus importantes, comparativement aux autres éléments majeurs, ce qui confirme la prédominance du faciès chloruré sulfaté calcique.

Tableau 14: Variation des éléments majeurs des eaux de l'Oued El Mellah, (2016).

Paramètres	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺	K ⁺	HCO ₃ ⁻	Cl ⁻	SO ₄ ²⁻
Moyenne (mg/l)	129	17,96	101,03	12,68	73,06	104,28	341,12
Ecart-type (mg/l)	16,1	5,76	14,25	3,22	10,37	7,16	33,9
Minimum (mg/l)	100	12,72	81,1	9,28	61	96,2	293
Maximum (mg/l)	144	27,8	120,3	17,3	93,4	115,2	388

3. Aptitude des eaux à l'irrigation

Le sous bassin de l'Oued Mellah couvre une superficie de 550 km², dont la plus grande partie est à vocation agricole. Cette activité agricole demande beaucoup d'eau afin de subvenir aux besoins des diverses cultures.

La qualité chimique de l'eau destinée à l'irrigation tiennent compte non seulement des caractères chimiques de l'eau, mais également de la nature des cultures, du type de sols, du climat, des méthodes d'irrigation et des propriétés de drainage du sol. La salinité crée divers problèmes pédologiques et agronomiques, ces sels altèrent la perméabilité du sol ce qui modifie son aération et affecte le développement des plantes. Pour classer les eaux d'irrigation, il est important d'évaluer les concentrations de ces sels et particulièrement le sodium. Les fortes teneurs en cet élément provoquent un changement de la structure physique du sol tout en modifiant leur perméabilité et rendre la circulation de l'eau plus lente au sein du sol. Le Sodium Absorption Ratio (SAR) est défini comme étant une mesure du pouvoir de remplacement des ions Ca²⁺ et Mg²⁺ par le Na⁺ dans les argiles et les colloïdes. Il est défini par la relation suivante :

$$SAR = \frac{Na}{\sqrt{\frac{Ca + Mg}{2}}} (mg/l)$$

En 1954 le laboratoire de salinité de Département de l'agriculture (U.S.A) a proposé un diagramme délimitant les cinq classes (**Tab. 14**) fondées sur la minéralisation totale et le Sodium absorbé par le sol. Le diagramme de Richards est établi en fonction du rapport entre le SAR et la conductivité électrique de l'eau (Fig.36).

D'après l'Annexe 07, on remarque que l'ensemble des points d'eau se situe dans les deux degrés du 3 et 4 dont le risque de salinisation est moyen à fort. Il ressort de cette classification que dans l'ensemble, les eaux sont d'une qualité admissible pour quelques points et pour d'autres points, les eaux sont très chargées et sont donc de qualité médiocre mais pouvant être utilisées sous certaines conditions : sols très perméable, bon lessivage, plantes tolérantes très bien le sel.

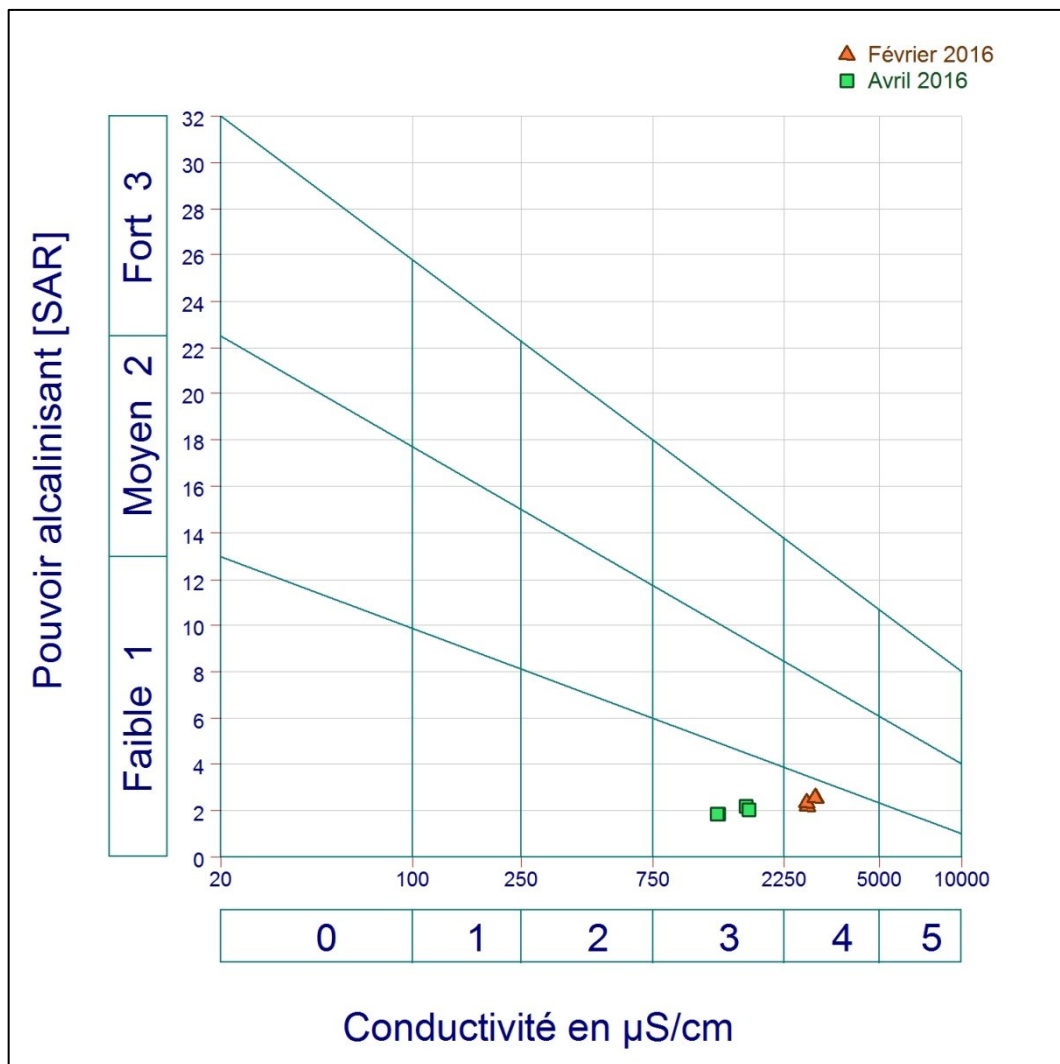


Figure 36 : Diagramme de RICHARDS classification des eaux d'irrigation en fonction du SAR.

4. Qualité microbiologique de l'eau

L'appréciation de la qualité bactériologique de l'Oued El Mellah dans la région de Bouchegouf a été suivie par le biais de l'analyse de l'eau au niveau de quatre stations durant la période Février/Avril 2016.

4.1. Charge mésophile totale

Les bactéries revivifiables sont des bactéries aérobies, c'est-à-dire qu'elles ont besoin d'oxygène pour se développer, telles que les moisissures et les levures. La recherche des micro-organismes aérobies non pathogènes dits « revivifiables » permet de dénombrer les bactéries se développant dans des conditions habituelles de culture et représentant la teneur moyenne en bactéries d'une ressource naturelle. Ces germes n'ont pas d'effets directs sur la santé mais sont des indicateurs qui révèlent la présence possible d'une contamination bactériologique.

4.1.1. Bactéries aérobies revivifiables à 22 °C

Le dénombrement de la charge mésophile totale à 22 °C révèle que le nombre des colonies est important pendant le mois de Février ; il varie de 64 UFC/ml (au niveau du S2) à 252 UFC/ml (au niveau du S4). Durant le mois d'Avril, le nombre oscille entre 12 UFC/ml (au niveau du S1) et 112 UFC/ml (au niveau du S4) (**Fig. 37**).

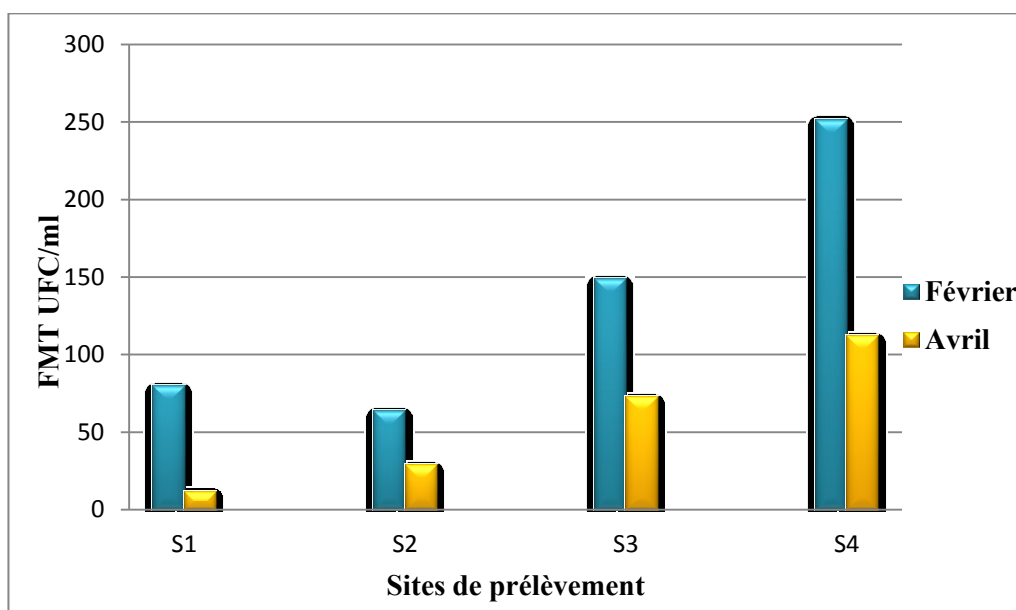


Figure 37 : Flore mésophile totale à 22 °C.

4.1.2. Bactéries aérobies revivifiables à 37 °C

Les nombres de bactéries aérobies revivifiables à 37 °C varient entre 42 UFC/ml (S3) et 156 UFC/ml au niveau du S1 durant le mois de Février. Ainsi, les valeurs oscillent de 24 UFC/ml au S1 à 160 UFC/ml au S3 durant le mois d'Avril (**Fig. 38**).

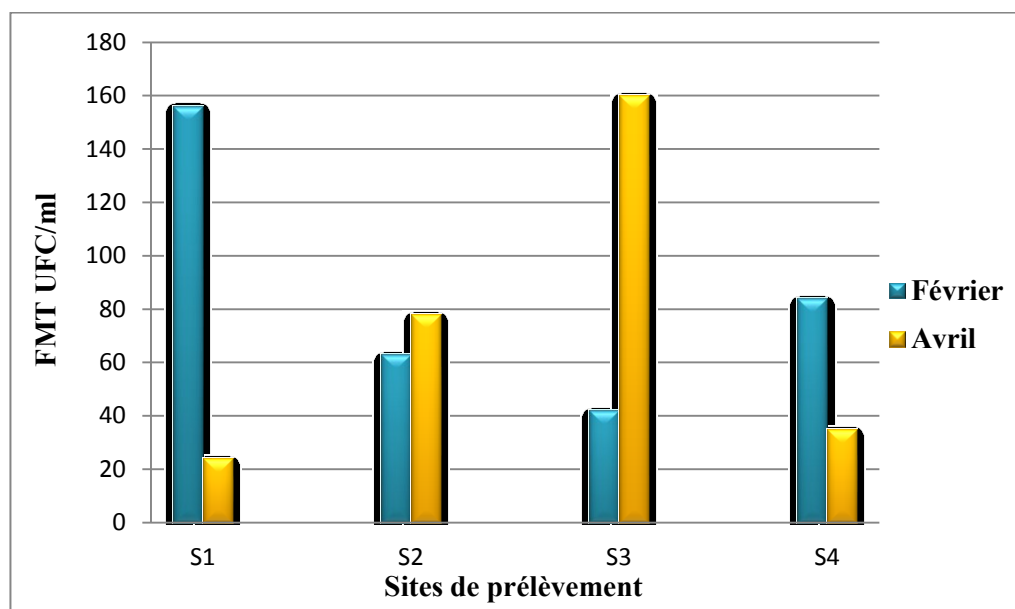


Figure 38 : Flore mésophile totale à 37 °C.

4.2. Germes de contamination fécale

4.2.1. Coliformes totaux

Les coliformes totaux représentent approximativement 10 % des micro-organismes intestinaux humaines et animaux. Elles sont considérées comme étant un organisme indicateur de pollution (**Chena & Grara, 2015**).

A partir des résultats obtenus, les deux campagnes de prélèvement (Février/Avril) montrent un nombre des coliformes totaux qui atteint une valeur minimale de l'ordre de 11.10^3 CT/100 ml dans le site S3 tandis que la valeur maximale 160.10^3 CT/100 ml a été enregistrée dans le site S4 (**Fig. 39**).

Cette forte charge en coliformes totaux peut être attribuée à l'influence des rejets domestiques ou industriels, épandage de fumier ou autres activités générant de la pollution fécale.

4.2.2. Coliformes fécaux

Bien que la présence des coliformes fécaux témoigne habituellement d'une contamination d'origine fécale, plusieurs coliformes fécaux ne sont pas d'origine fécale. C'est pourquoi il serait approprié d'utiliser le terme «Coliformes thermo tolérants» plutôt que celui de coliformes fécaux

Les résultats des analyses montrent que les valeurs maximales des coliformes thermotolérants dans les mois de Février/Avril a été enregistrée dans les S3/S2/S4 de 18, 21.10³et 28 .10³CT/100 ml respectivement. Alors que la valeur minimale a été notée dans le site 3 pendant le mois de Février de 1.10³ CF/100 ml (**Fig. 40**). Les principales sources environnementales de coliformes thermotolérants (fécaux) sont les rejets d'eaux usées, domestiques et municipales et parfois industrielles, ainsi que le lessivage des quantités importantes de rejets d'élevages ; non valoriser dans les opérations de fertilisations.

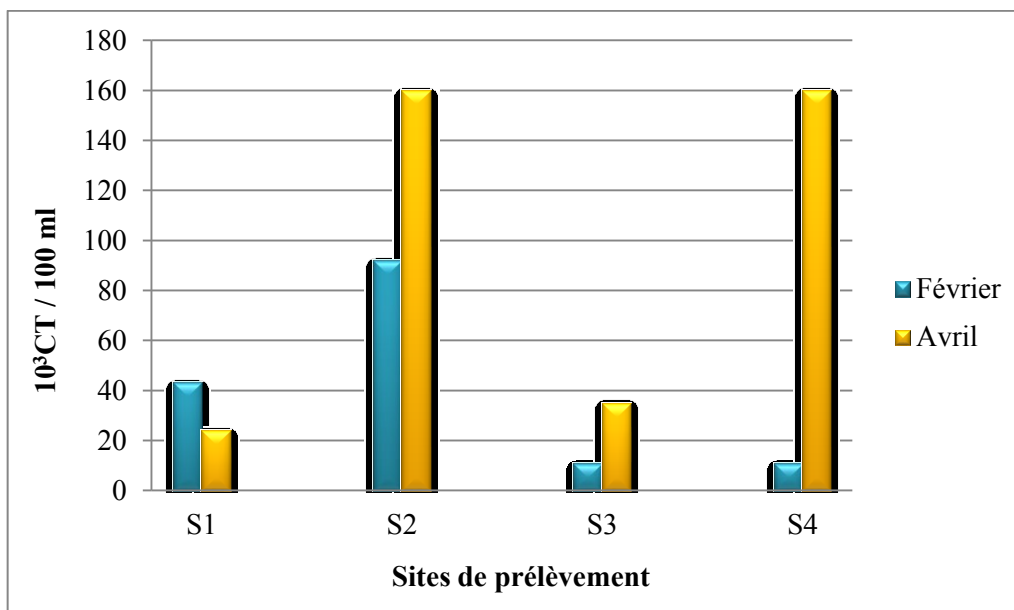


Figure 39 : Nombre de Coliformes totaux.

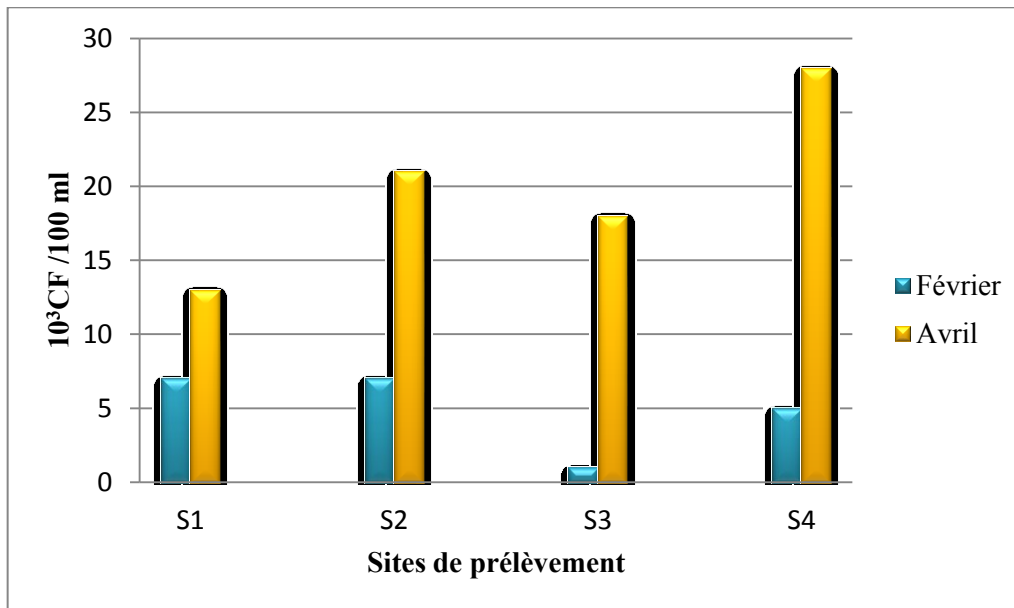


Figure 40: Nombres de Coliformes fécaux

4.2.3. Entérocoques (*Streptocoques fécaux*)

Les streptocoques fécaux sont considérés comme des indicateurs spécifiques de contamination fécale. Ils se multiplient rarement dans l'environnement et résistent mieux aux conditions défavorables que les coliformes (**Gantzer *et al.*, 1998**). Certains entérocoques peuvent se transformer en germes initiateurs de plusieurs maladies telles que les angines, les otites, les méningites et d'autres toutes aussi sérieuses [5].

A partir des résultats obtenus (**Fig. 41**), nous avons remarqués que les valeurs maximales des streptocoques fécaux ont été enregistrée dans le site 1 de 7.10^3 SF/100 ml pendant le mois de Février ; cette valeur a été augmentée dans le mois d'Avril jusqu'à 11.10^3 SF/100 ml dans le site 2.

La présence des entérocoques d'origine fécale est généralement associée à celle des coliformes fécaux, bien que ces derniers soient moins résistants au milieu naturel et à la désinfection. Cette contamination pourrait être due aux rejets d'eaux usées, lessivage des terres agricoles chargées d'énormes quantités de fumier, l'existence des fosses septiques et l'élevage de bétails (**Gueroui, 2015**).

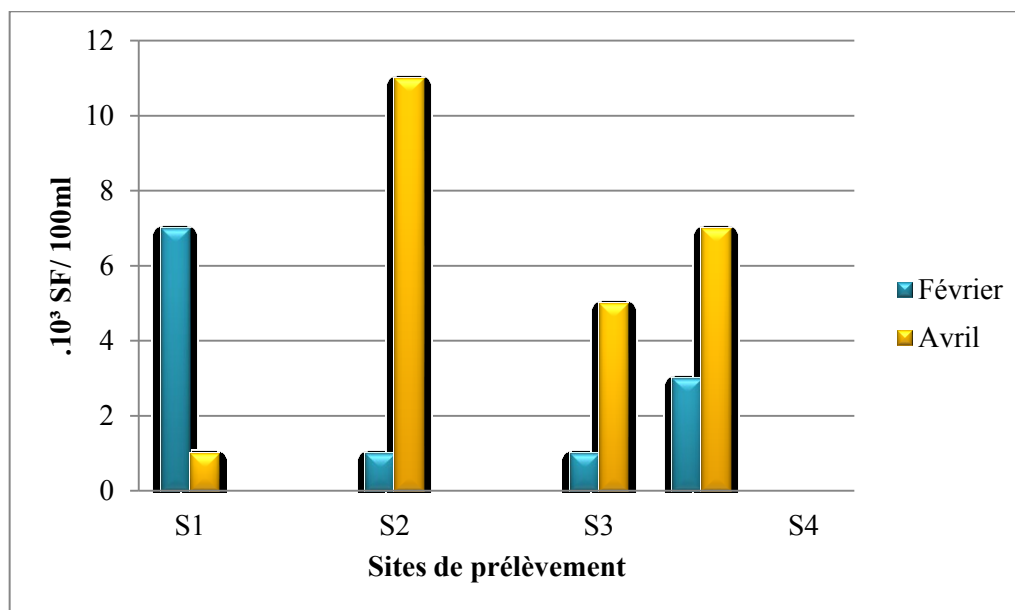


Figure 41 : Nombre de Streptocoques fécaux dans 100 ml d'eau.

4.2.4. Rapport coliformes fécaux/ streptocoques fécaux (CF/SF)

L'analyse du tableau 15 et annexe 07 montre une origine incertaine pour 50 % des échantillons analysés. D'autre part, 12,5 % des échantillons indiquent une contamination mixte à prédominance humaine et 37,5 % montrent une source de contamination purement humaine .

Tableau 15 : Détermination du rapport CF/SF.

Points de Prélèvement	Rapport CF/SF	
	Février	Avril
Station 1	1	13
Station2	7	1,90
Station3	1	3,6
Station4	1,66	4

4.3. Dénombrement des bactéries anaérobies sulfito-réductrices

Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne. La présence des spores des Anaérobies sulfito-réducteurs dans une eau naturelle fait penser à une contamination fécale et en l'absence de bactéries coliformes, à une contamination déjà ancienne (OMS, 1994). Elles sont très résistantes et leur présence est un bon indicateur de la vulnérabilité des eaux de surface.

Les résultats obtenus au mois de Février indiquent une absence totale des ASR dans les quatre stations. Au mois d'Avril on a enregistré des valeurs de 1 et 5 ASR/ 20 ml dans les stations 1 et 3 respectivement et une absence totale dans les autres stations (S2 et S4) (**Fig. 16**).

Tableau 16 : Anaérobies Sulfito-Réducteur (ASR/20 ml).

Compagnes	Février	Avril
Stations		
Station 1	/	1
Station 2	/	/
Station 3	/	5
Station 4	/	/

4.4. Identification des souches microbiennes

L'étude biochimique réalisée par cinq types du système bioMérieux (API 20 E, API 20 NE, API Staph, API 20 Strep, API 20 C AUX) nous a permis d'identifier 21 espèces bactériennes (Tableaux 17,18,19,20,21) dont 7 appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae*. Nous constatons une présence majoritaire de deux espèces : *Citrobacter braakii*, *Salmonella spp*.

En effet, le point S4 est considéré comme le point où un nombre important d'espèces est identifiée. Pour les germes pathogènes, nous avons pu à identifier deux espèces pathogènes: *Vibrio parahaemolyticus*, *Salmonella spp*. La présence de ces bactéries avec des concentrations assez importantes peut être considérée comme un risque sanitaire.

Tableau 17 : Résultats de l'identification par la galerie API 20 E.

Espèces bactériennes identifiées	Code	Sites de prélèvement
<i>Serratia liquefaciens</i>	6736002	S1
<i>Salmonella spp</i>	6774773	S1
<i>Enterobacter amnigenus</i>	3334553	S2
<i>Enterobacter cloacae</i>	6334573	S2
<i>Enterobacter sakazakii</i>	3775573	S3
<i>Citrobacter braakii</i>	7756573	S4
<i>Citrobacter freundii</i>	3734772	S4

Tableau 18: Résultats de l'identification par la galerie API 20 NE.

Espèces bactériennes identifiées	Code	Sites de prélèvement
<i>Barkholderia cepacia</i>	5777777	S1
<i>Pseudomonas luteola</i>	5547415	S2
<i>Aeromonas hydrophila</i>	5575775	S3, S4
<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	0426444	S3
<i>Chryseobacterium indologenes</i>	5756214	S4
<i>Vibrio vulnificus</i>	7576744	S4
<i>Vibrio parahaemolyticus</i>	7777767	S4

L'identification des espèces par la galerie Strep a permis d'obtenir une espèce pathogène qui est *Streptococcus uberis* (Tab. 19).

Tableau 19 : Résultats de l'identification par la galerie API 20 Strep.

Espèces bactériennes identifiées	Code	Sites de prélèvement
<i>Streptococcus uberis</i>	7267775	S3, S4
<i>Aerococcus viridans</i>	7227654	S3

Les tests effectués sur les *Staphylocoques* nous ont permis d'identifier 2 espèces différentes non pathogènes sont considérés comme des Saprophytes.

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

Espèces bactériennes identifiées	Code	Sites de prélèvement
<i>Micrococcus spp</i>	0004107	S2
<i>Staphylococcus xylosus</i>	7467374	S2

Suivant les résultats obtenus de l'Api 20 C AUX (**Tab. 21**), *Candida famata* est un pathogène opportuniste. De très rares cas de candidémie à *C. famata* ont été décrits et la même chose pour *Trichosporon mucoides* et *Cryptococcus humicola* selon le degré de pathogénicité.

Tableau 21 : Résultats de l'identification par la galerie API 20 C AUX.

Espèces bactériennes identifiées	Code	Sites de prélèvement
<i>Candida famata</i>	2776333	S1
<i>Trichosporon mucoides</i>	6747672	S1
<i>Cryptococcus humicola</i>	6777771	S3

Conclusion

Conclusion

Le travail entrepris dans le cadre de ce projet est une contribution à l'étude physicochimique et microbiologique des eaux superficielles : Oued El Mellah dans la région de Bouchegouf (Nord-Est Algérien).

Les régimes hydrographiques dans le Nord Algérien et la région d'étude sont soumis à un régime climatique méditerranéen semi-aride spécifiés par l'extrême irrégularité saisonnière et interannuel des apports en eau. Cette région reçoit un pourcentage très élevé de précipitation caractérisant la répartition des écoulements superficiels.

La géologie de la région de Bouchegouf est représentée par trois formations principales : les dépôts alluvionnaires perméables du Quaternaire ayant une importance capitale pour l'hydrogéologie de la région et les deux formations imperméables ou semi-perméables qui constituent les frontières des réservoirs naturels. Ces formations sont représentées par les grès Numidiens et les formations Triasiques. Les dépôts alluvionnaires constituent des réservoirs d'eau.

La qualité des eaux de surface de l'Oued El Mellah est exposée à une immense dégradation causée par divers types de polluants ; ce qui aboutit à une modification chimique et microbiologique du milieu.

A la lumière des résultats physico-chimique obtenus, la dissolution des formations géologiques augmente la minéralisation des eaux ainsi la dissolution des formations gypseuses par lessivage affecte la quantité des Sulfates (SO_4^{2-}) dont elle dépasse largement les normes de l'OMS. On constate aussi une dégradation de la qualité de l'eau particulièrement dans la zone soumise aux rejets industrielles qui sont responsables à la forte concentration des huiles et graisses.

Pour le chimisme de l'eau de l'oued, l'allure générale du Diagramme de piper montre un faciès chlorés sulfaté calcique.

Pour l'aspect irrigation, la nature admissible et médiocre de l'Oued El Malleh ne peut se prêter directement à cette fin car la conductivité étant élevée. Un contrôle et un suivi permanents sont nécessaires pour d'éventuel ajustement de la qualité. Au fait la forte minéralisation des eaux conviendrait sous certaines conditions : sol perméable, un bon lessivage et l'irrigation de certaines espèces végétales tolérantes aux sels.

L'examen de la qualité microbienne de l'eau de l'Oued montre une contamination importante due aux rejets domestique ou industriel, épandage du fumier ou autre activité générant de la pollution fécale tel que le lessivage des terres agricoles chargés d'énormes quantité de fumier, l'existence des fosses septique et l'élevage de bétails. Les dénombrements bactériens basés sur la recherche de la flore aérobie mésophile totale, Coliformes totaux, Coliformes fécaux, Streptocoques fécaux et les Anaérobies sulfite-réducteurs ont révélé que les teneurs en germes indicateurs de contamination fécale dépassent largement les normes préconisées par l'OMS.

L'identification des germes pathogènes en utilisant la technique biochimique, a montrée l'existence de 21 espèces différentes parmi lesquelles on trouve des germes pathogènes ce qui constitue un risque sanitaire qui n'est pas rassurant du tout.

Références Bibliographiques

Références Bibliographique

Belghiti M.L., Chahlaoui A., Bengoumi A. et Bengoumi D. (2013) : Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux souterraines de la nappe plio- quaternaire dans la région de Meknès (Maroc). Larhyss Journal, ISSN 1112-3680, n°14, Juin 2013, p : 22.

Besancenot, J-P. (2009) : Notre sante à l'épreuve du changement climatique. Paris : Delachaux et Niestlé.

Borrego A.F. et Romero P. (1982): Study of the microbiological pollution of a Malaga littoral area II. Relationship between fecal coliforms and fecal streptococci. VIè journée etude pollutions, Cannes, France. 561-569 p.

Boudraa W., Khemis Mohamed D.E., Boumaaza O., Bouslama Z., Merzoug S.E. et Houhamdi M. (2011) : Qualité Bactériologique et physicochimique de l'eau des plages d'Annaba. 1^{er} Séminaire National sur la Santé et Bio-Surveillance des Ecosystèmes Aquatiques, Université Mohamed Chérif Messaadia de Souk.

Bourezk F. (2014) : Etude de la performance d'une station des eaux sanitaires au niveau du complexe GL1/Z. Mémoire de master. Université Mohamed Boufief, Oran. 69 p.

Chaoui W. (2007) : Impact de la pollution organique et chimique des eaux de l'Oued Seybose et de l'Oued Mellah sur les eaux souterraines de la nappe alluviale Bouchegouf (Guelma). Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar, Annaba. 104 p.

Chaoui W., Bousnobra H. et Chaoui K. (2012) : Étude de la vulnérabilité à la pollution des eaux superficielles et souterraines de la région de Bouchegouf (Nord-Est Algérien), Nature et Technologie. Université de Badji Mokhtar, BP 12, Annaba 23000, Algérie. P : 36.

Chaoui W., Bousnobra H., Benhamza H & Bouchami T. (2013) : Etude de la pollution des eaux des oueds Seybouse et Mellah (Region de l'Est Algerien). Université Badji Mokhtar, Annaba, Algérie. 33p.

Chena B., Grara N. (2015) : Contribution à l'étude de la qualité physicochimique et bactériologique de quelques eaux de sources dans le bassin Guelma. Mémoire de Master. Université de Guelma. p : 80.

Chouabbi A. (1987) : Etude géologique de la région de Hammam N'Bails (SE de Guelma, Constantinois, Algérie). Thèse de doctorat, Université Paul Sabatier de Toulouse. 123p.

Delarras C. et Trebaol B. (2003) : Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux: réglementation - prélèvements - analyses. TEC & DOC. 269p.

Denis F., Poly M.C., Martin C., Bingen E. et Quentin R. (2007): Bactériologie Médicale : technique usuelles. Elsevier L'Esson SAS.

Derwich E., Beziane Z., Benaabidate L. et Belghyti D. (2008) : Evaluation de la qualité des eaux de surface des oueds Fès et Sebou utilisées en agriculture maraichère au Maroc. Larhyss Journal, ISSN 1112-3680, n° 07, pp. 59-77.

(DGF, 2015) : Direction Générale des Forêts : Conservation des forêts de la Wilaya de Guelma, 2015.

Djabri L., Ferrah Y., Bouhsina S., Cazier F., Hani A., Djabri Y., Pulidobosch A. et Habes S. (2012) : Etats de la qualité des eaux en Algérie : cas des cours d'eau en région méditerranéenne (Kebir est, Seybouse et Medjerda), (extrême est algérien). XII Journées Nationales Génie Côtier – Génie Civil, Cherbourg.

Ghachi A. (1982) : Hydrologie et utilisation de la ressource en eau en Algérie le bassin de la Seybouse. Office des publications universitaires, 508p.

Ghachi A. (1986) : Hydrologie et utilisation de la ressource en eau en Algérie : le bassin de la Seybouse. O.P. U, Alger. 250 p.

Gantzer C., Lucena F., Schwartzbrod L. and Jofre J. (1998): Virologie. Volume 2, numéro 2. 117p.

Ghazali D. et Zaid A. (2013) : Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de la sure Ain Salama-Jerri (région de Meknes- Maroc). Larhyss Journal, ISSN 1112-3680, n° 12, Janvier 2013, p : 25-36.

Gueroui Y. (2015) : Caractérisation Hydrochimique et Bactériologique des Eaux Souterraines de L'aquifère Superficiel de la Plaine de Tamlouka (Nord-Est Algérien). Thèse de Doctorat, Université de Guelma, Algérie. 154 p.

Guiraud (1998) : Microbiologie alimentaire. Techniques d'analyse microbiologiques. Ed, Dunod.

Harizi K. (2009) : Recherche et Identification des Bactéries Pathogènes Salmonella et Listeria dans les aliments. Rapport de stage. Mastère professionnel Contrôle de la qualité et de la sécurité des produits Animaux et végétaux. Université de Gabès, Institut Supérieure de Biologie Appliquée de Médenine. 46 p.

Louamri A. (2013) : Le bassin-versant de la Seybouse (Algérie orientale): Hydrologie et aménagement des eaux. Thèse de Doctorat, Université de Constantine 1, Algérie. 300p.

Loucif S. (2003) : Les ressources en eaux et leurs utilisations dans le secteur agricole en Algérie. Revue H.T.E N° 125 – Mars 2003. p 95 – 96.

Louvrier M. (1976) : Acquisition et traitement des données hydrogéochimiques, exemples d'application. Rapport BRGM 76 SGN 093 AME.

Mokdadi H. et Messai ahmed N. (2015) : Contribution à l'étude de la qualité physicochimique et bactériologique des quelques zones humides de la wilaya d'El-Oued (Cas du lac Ayata, chott Marouan, lac Sif El-Menadi et chott Halloufa). Mémoire de master académique, Université El Chahid Hamma Lakhdar d'El- Oued. 115 p.

Mostakim M. (2012) : La mouche d'olive *Bactrocera oleae* principal ravageur de l'olivier: élevage, isolement et caractérisation des bactéries et des levures entomopathogènes contre ce ravageur. Thèse de Doctorat, Université Sidi Mohammed Ben Abdellah, Fès. 109p.

Mostarih R. (2006): Elaboration de phases hydroxydes doubles lamellaires intercalant des anions sulfate: Etude de leur évolution structurale thermique et hygrométrique. Thèse de Doctorat, Université de Blaise Pascal, France. 168p.

Mouchara N. (2009) : Impacts des lâchées de barrage Hammam Debagh sur la qualité des eaux de la vallée de la Seybouse dans sa partie amont (Nord-Est Algérien).Mémoire de magister en Hydrogéologie. Université de Bedji Mokhtar, Annaba. 124 p.

O.M.S. (2004): Organisation Mondiale de la Santé : Guidelines for drinking water quality. Vol. 1. Recommendation, 3rd edn. World Health Organization, Geneva.

O.M.S. (2011): Organisation Mondiale de la Santé: Guidelines for drinking water quality, 4th edn. World Health Organization, Geneva.

Reggam A., Bouchelaghem H. et Houhamdi M. (2015) : Qualité Physico-Chimique des Eaux de l'Oued Seybouse (Nord-Est de l'Algérie): Caractérisation et Analyse en

Composantes Principales (Physico-chemical quality of the waters of the Oued Seybouse (North eastern Algeria): Characterization and Principal Component Analysis) . J. Mater. Environ. Sci. 6 (5) (2015) 1417-. ISSN : 2028-2508 CODEN: JMESCN.

Rejesk F. (2002) : Analyse des eaux ; Aspects Réglementaires Et Techniques. Sceren, Paris. 360p.

Rodier J. (2005) : L'Analyse de l'eau. 8^{ème} édition. Dunod, Paris. 661 p.

Rodier J. (2009) : L'Analyse de l'eau. 9^{ème} édition. Dunod, Paris. 1511p.

Carte géologique de la région de Bouchegouf (feuille numéro 55 Echelle 1/50000) par M.J.Flandrin 19930.

Webographie

[1] : <http://tocqueur-randonneur.over-blog.com/article-comment-definir-un-cours-d-eau-105000493.html> (Consulté le 02/02/2016, 21 :03h).

[2] : [Fondation de l'eau potable sure .La pollution de l'eau. www.safewater.org](http://www.safewater.org). (Consulté le 02/02/2016, 21 :03h).

[3] : <http://www.univ-soukahrass.dz/eprints/2014-conf-1-74c1c.pdf> (consulté le 02/02/2016, 21 :03h).

[4] : http://www.ensa-agadir.ac.ma/wp-content/uploads/2015/11/Fiche_Eau_02_FR.pdf (consulté le 02/02/2016, 21 :03h).

[5] : <http://experteau.com/services/analyse-bacteriologique.php> (consulté le 02/02/2016, 21 :03h).

Annexes

Annexe 01 : La composition des milieux de culture.

1. Milieux liquides

1.1. Bouillon lactose au pourpre de bromotémol (BCPL)

Double concentration (D/C)

L'extrait de viande de bœuf.....	2 g
Pourpre de bromocrésol.....	0,06 g
Peptone	14 g
Lactose.....	10 g
Eau distillée.....	1000 ml
pH	6,9 +/- 0,2

Autoclaver pendant 15 minutes à 120 °C

Simple concentration (S/C)

L'extrait de viande de bœuf.....	1 g
Peptone de caseine	7 g
Lactose.....	5 g
Pourpre de bromocrésol 1%	0,03 g
Eau distillée.....	1000 ml
pH.....	6,9 +/- 0,2

Autoclaver pendant 20 minutes à 120°C

1.2. Milieu de Schubert

Tryptone	10 g
Peptone.....	10 g
Acide Glutanique	0.2 g
Tryptophane.....	0.2 g
Sulfate de Magnésium.....	0.7 g
Sulfate d'Ammonium.....	0.4 g
Chlorure de Sodium.....	2 g
Citrate de Sodium.....	0.5 g
Mannitol.....	7.5 g
Eau distillée.....	1000 ml
pH.....	7,6

1.3. Milieu de Rothe

Double concentration (D/C)

Peptone de caseine	40 g
Extrait de viande.....	3 g
Glucose	8 g
Chlorure de sodium.....	8 g
Phosphate dipotassique	5.4 g
Phosphate mono potassique.....	5.4 g
Azide de sodium.....	0.4 g
Eau distillée.....	1000 ml
pH.....	9,6 +/- 0,1

Autoclavage pendant 20 min à 120 °C

Simple concentration (S/C)

Peptone de caseine.....	20 g
Extrait de viande	1.5 g
Glucose	4 g
Chlorure de sodium.....	4 g
Phosphate dipotassique	2.7 g
Phosphate mono potassique	2.7 g
Azide de sodium.....	0.2 g
Eau distillée.....	1000 ml
pH.....	9,6 +/- 0,1

Autoclavage pendant 20 min à 120°C

1.4. Milieu d'Eva Litsky

Tryptone.....	20 g
Glucose.....	5 g
Chlorure de sodium.....	5 g
Phosphate mono potassique.....	2.7 g
Azide de sodium	0.3 g
Solution d'éthyle violet.....	5 g
Eau distillée	1000 ml
pH	6,8 à 7

Autoclavage pendant 20 min à 120 °C

1.5. Milieu Sélénite Cystéine

Tryptone.....	5 g
Lactose	4 g
Phosphate disodique.....	10 g
Hydrogénosélénite de sodium	4 g
L-cystine.....	10 g
pH.....	7 +/- 0,2

2. Milieux solides

Gélose Viande foie

Base viande foie.....	20 g
Glucose.....	0.75 g
Amidon.....	0.75 g
Sulfite de sodium	1.2 g
Carbonate de sodium.....	0.67 g
Agar agar	11 g
Eau distillée	1000 ml

Dissoudre les constituants, répartir en tubes ou en flacons, Autoclave (15 min à 120°C)

Annexe 02 : La composition des réactifs utilisés.

1. Réactif TDA : Pour la recherche du tryptophane désaminase.

Perchlorure de fer.....	3.4 g
Eau distillée.....	1000 ml

2. Réactif IND : Pour la recherche d'indole.

Paradiméthyllaminobenzaldéhyde.....	5 g
Alcool isoamylique.....	75 ml
HCL 37%.....	25 ml

3. Réactif de Voges Proskauer (VP) : Pour la recherche de l'acétoïne.

VP1 :

Hydroxyde de potassium.....	40 g
Eau distillée.....	1000 ml

VP2 :

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

4. Réactif Kowacks : La mise en évidence de la production d'indole.

Butanol-1.....	50 – 70 %
Eau	10 – 30 %
Acide Hydrochlorique.....	10 – 25 %
Diméthylamino-p-Benzaldéhyde.....	0 – 20 %

Annexe 03 : Table NPP.

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

Annexe 04 : Normes de potabilité de l'eau.

Paramètres microbiologiques	Unités	Valeurs limites		
		Algérie (1)	France (2)	OMS (3)
Germes aérobies revivifiables à 22 °C et à 37 °C	UFC/ml	/	/	/
Coliformes totaux	CT/100 ml	/	/	10
Coliformes fécaux	CF/100 ml	0	0	0
Streptocoques fécaux	SF/100 ml	0	0	0

(1) : Selon le décret du 22 mars 2011 (J.O.R.A.), Algérie.

(2) : Selon l'arrêté du 11 janvier 2007 (J.O.R.F.), France.

(3) : Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (O.M.S.), 2004.

Annexe 05 : Normes de potabilité de l'eau.

Paramètres	Unités	Valeurs maximales admissibles		
		Algérie (1)	France (2)	OMS (3)
Température 25	°C	25	25	/
Concentration en ions hydrogène	Unité pH	≥ 6,5 et ≤ 9	≥ 6,5 et ≤ 9	≥ 6,5 et ≤ 8,5
Conductivité	μS/cm à 20 °C	/	≥ 180 et ≤ 1000	400
TDS	mg/l	/	/	< 600
Dureté totale (TH)	Degré français °F	200 (mg/l en CaCO3)	15	10
Calcium	mg/l en CaCO3	200	100	/
Magnésium	mg/l de Mg ²⁺	/	50	/
Sodium	mg/l	200	200	200
Potassium	mg/l	12	12	12
Alcalinité	mg/l en CaCO3	500	/	/
Chlorures	mg/l	500	250	250
Sulfates	mg/l	400	250	250
Nitrates	mg/l de NO ₃ ⁻	50	50	50
Nitrites	mg/l NO ₂ ⁻	0,2	0,1	3
Ammonium	mg/l	0,5	0,1	0,5
Phosphore	mg/l	5	/	5
Fluorures	mg/l	1,5	1,5	1,5
Silices	mg/l	/	/	≤ 10

Annexe 06 : Classification des eaux par degrés d'aptitude à l'irrigation par la méthode du SAR (Louvrier, 1976).

Degrés	Qualité	Classe	Etat d' utilisation
1	Excellente	C1-S1 C1-S2	Utilisation sans danger pour l'irrigation de la plupart des cultures sur la plupart des sols.
2	Bonne	C2-S1 C2-S2	Convenable aux plantes qui ont une tolérance aux sels, cependant son utilisation peut générer des problèmes pour les argiles
3	Admissible	C3-S1, C2-S3, C3-S2	La salinité doit être contrôlée, irrigation des cultures tolérables aux sels sur des sols bien drainés.
4	Médiocre	C4-S1, C4-S2, C3-S3	Eau fortement minéralisée, utilisée uniquement pour des plantes très résistantes aux sels dont le sol présente une bonne perméabilité.
5	Mauvaise	C3-S4, C4-S3, C4-S4	Inutilisable.

Annexe 07 : Résultats des paramètres physicochimiques.

Paramètres physicochimiques	Période	Février				Avril			
	Station	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4
Conductivité électrique		2740	2710	2930	2910	1637	1678	1303	1292
Potentiel hydrogène		7,93	7,99	8,2	8,12	8,86	8,63	8,7	8,85
Oxygène dissous		7,42	7,74	8,75	8,7	6,55	6,61	5,83	6,38
Température		12,8	12,8	12,9	12,8	16,1	16,4	16,2	16,3
Calcium		140	132	136	144	132	140	108	100
Magnésium		12,72	14,4	13,56	13,44	15,84	23,4	22,56	27,84
Chlorure		97,2	101,4	96,2	102,3	101	115,2	113,6	106,5
Sodium		101,3	105,4	117,6	120,3	100,5	99,48	81,12	82,14
Potassium		15,4	14,3	15,1	17,3	11,46	9,32	9,28	9,31
Bicarbonate		61	64,9	65,9	68,8	78,3	93,4	78,6	73,6
Sulfate		351	349	377	388	334	341	293	296
Nitrate		17,2	10,95	16,19	13,86	14,7	9,56	12,24	19,4
Nitrite		0,415	0,155	0,122	0,141	0,207	0,105	0,09	0,25
Ammonium		0,208	0,195	0,052	0,143	0,208	0,26	0,37	0,23
Ortho-phosphate		0,061	0,061	0,092	0,153	0,39	0,18	0,18	0,46
Silice		2,03	2,05	2,34	2,48	3,56	3,52	3,49	3,28
Huiles et graisses		/	/	135	81,2	/	/	80,6	81,2

Annexe 08 : Résultats des analyses microbiologiques.

Analyse	Période	Février				Avril			
	Station	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4
Germes Revivifiables à 22 °C		80	64	149	252	12	29	73	112
Germes Revivifiables à 37°C		156	63	42	84	24	78	160	36
Coliformes Totaux (x10³)		43	92	11	11	24	160	35	160
Coliformes Fécaux (x10³)		7	7	1	5	13	21	18	28
Streptocoques Fécaux(x10³)		7	1	1	3	1	11	5	7

Annexe 09 : Les résultats des examens microscopiques et macroscopiques sur les colonies obtenues.

Les milieux	Examen microscopique	Examen macroscopique
Gélose GNAB	Gram ⁻	Colonies lisses, contour réguliers, transparentes, et de taille différentes de 1-5 mm.
Gélose SS	Gram ⁻	Colonies lisses, de couleur rouge, contour réguliers, opaques, demi- bombés, crémeuses d'une taille de 1-2 mm
Gélose Cétrimide	Gram ⁺	Colonies lisses, contour réguliers, demi-bombés de couleur blanchâtre ou beige, translucides, crémeuses de différentes tailles, odeur désagréables.
Gélose Chapman	Gram ⁻	Colonies lisses, contour réguliers, demi-bombés de couleur blanchâtre ou beige, transparentes, crémeuses de différentes tailles.
Gélose Héктоen	Gram ⁻	Colonies lisses, contour réguliers, plates, opaques, crémeuses de petites tailles et de couleur rouge, noir, bleu vert, vert blanchâtre
Gélose Sabouraud	/	Colonies bombées, lisses, contour réguliers, crémeuses, beiges et blanchâtres, translucides et odeur désagréables.