

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Bejaia

Faculté des Sciences Exactes
Département de Chimie
Spécialité : Chimie Analytique



R é f :

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme
MASTER

Thème

**Analyses physico-chimiques et
bactériologiques des eaux brutes et traitées
de l'oued Agrioune (Souk El Tenine-Bejaia).**

Présenté par :
Allaoua Mounia

Soutenu le : **Septembre 2020**

Devant le jury composé de :

Mr *SAOU Abdelhamid.*

Président

Mr *BOUKERROUI Abdelhamid.*

Encadreur

Mr *HENACHE Zahir.*

Examineur

Année universitaire : 2019 / 2020

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier le bon Dieu, tout puissant, de m'avoir donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

Au terme de ce travail, j'adresse mes remerciements les plus sincères à mon encadreur 'Mr BOUKERROUI Abdelhamid', pour son suivi, orientation, et son aide précieuse tout au long de cette recherche.

Mes remerciements vont également aux membres des jurys : Mr HENACHE Zahir pour avoir accepté d'examiner ce travail et Mr SAOU Abdelhamid en sa qualité de président de jury de ce mémoire.

Je tiens à exprimer mon profond remerciement à mes parents Said et Nadia pour leurs sacrifices durant mes études.

Un merci bien particulier adressé à M^{elle} FERRADJ Abla le chef du laboratoire de la station d'épuration des eaux usées de Souk El Tenine pour m'avoir accueilli au sein de son laboratoire, pour ses conseils judicieux et sa collaboration.

Je souhaite remercier vivement Mme AYAD, le chef de service du laboratoire d'hygiène de la wilaya de Bejaia (DSP), qui m'a permis d'effectuer un stage pratique au sein de son organisme, ainsi que sa collègue Mme Nabila pour ses explications.

Enfin, mes remerciements aussi s'étendent à tous mes enseignants pour avoir assuré ma formation durant les années d'études à l'université de Bejaia.

Enfin, mes vifs remerciements s'adressent à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Mounia

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail ;

A mes très chers parents Said et Nadia qui ont fait des sacrifices et crus en moi tout au long de mon parcours scolaire afin de me voir devenir ce que je suis. Puisse Dieu, vous accorder santé, et longue vie.

A mon cher frère Samir. Qu'ALLAH te garde et soit à tes cotés.

A ma chère sœur Souhila et son mari Nouridine, je vous remercie pour l'encouragement que vous ne cessez de m'accorder, ainsi que leur fils Axel.

A mes chers sœurs Siham et Nassou qui m'avaient toujours soutenue.

A mon amour Faouzi pour son soutien moral qu'il n'a cessé d'offrir.

A tous mes proches.

A toutes mes amies et mes camarades de classe du département chimie particulièrement ma promotion.

A tous ceux qui m'ont aidé dans l'élaboration de ce travail.

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

| | |
|--|----|
| Introduction | 1 |
| I.1. Molécule d'eau..... | 2 |
| I.2. Les états physiques de l'eau..... | 2 |
| I.3. Le cycle de l'eau à l'échelle du globe..... | 3 |
| I.4. La répartition de l'eau sur la planète..... | 4 |
| I.5. Sources d'eau | 4 |
| I.5.1. Eaux souterraines | 5 |
| I.5.2. Eau de surface | 5 |
| I.5.3. Eau de mer | 5 |
| I.5.4. Eaux de pluie..... | 5 |
| I.6. La pollution des eaux | 6 |
| I.7. Origine de la pollution des eaux | 6 |
| I.7.1. La pollution urbaine | 6 |
| I.7.2. La pollution agricole | 7 |
| I.7.3. La pollution industrielle | 7 |
| I.8. Les polluants présents dans l'eau..... | 7 |
| I.9. Définition de l'eau potable..... | 8 |
| I.10. Normes de qualité de l'eau potable..... | 8 |
| I.11. Qualités Physico-chimiques de l'eau | 9 |
| I.11.1. Température (T) | 9 |
| I.11.2. Potentiel hydrogène (pH) | 9 |
| I.11.3. Conductivité électrique (CE)..... | 9 |
| I.11.4. Oxygène dissous | 9 |
| I.11.5. Turbidité..... | 10 |
| I.11.6. Demande chimique en oxygène (DCO) | 10 |
| I.11.7. Demande biologique en oxygène (DBO ₅)..... | 10 |
| I.11.8. Dureté totale..... | 10 |
| I.11.9. Matières en suspension (MES)..... | 11 |
| I.11.10. Nitrites (NO ₂ ⁻) | 11 |
| I.11.11. Phosphates..... | 11 |
| I.11.12. Ammonium | 11 |
| I.12. Qualités bactériologiques | 12 |

| | |
|--|----|
| I.12.1. Coliformes totaux..... | 12 |
| I.12.2. Coliformes fécaux..... | 12 |
| I.12.3. Streptocoques fécaux..... | 12 |
| I.12.4. Clostridium sulfito-réducteurs..... | 12 |
| II.1. Présentation de la zone d'étude..... | 13 |
| II.2. Echantillonnage..... | 13 |
| II.2.1. Préparation du matériel..... | 14 |
| II.2.2. Prélèvement des échantillons..... | 14 |
| II.2.3. Conservation des échantillons..... | 14 |
| II.3. Analyses organoleptiques..... | 15 |
| II.3.1. La couleur..... | 15 |
| II.3.2. L'odeur..... | 15 |
| II.4. Analyses physico-chimiques..... | 15 |
| II.4.1. Mesure de pH, de l'oxygène dissous, de conductivité, de température, et de la turbidité..... | 15 |
| II.4.2. Mesure de la DCO (Demande Chimique en Oxygène)..... | 15 |
| II.4.3. Mesure de la DBO ₅ (Demande Biochimique en Oxygène)..... | 16 |
| II.4.4. Mesure de la dureté totale..... | 17 |
| II.4.5. Mesure des matières en suspension (MES)..... | 18 |
| II.4.6. Mesure des nitrites..... | 19 |
| II.4.7. Mesure du phosphate..... | 20 |
| II.4.8. Mesure de l'ammonium..... | 21 |
| II.4.9. Mesure du chlore..... | 22 |
| II.5. La coagulation-floculation par jar-test..... | 23 |
| II.5.1. Optimisation des concentrations de coagulant et de floculant..... | 23 |
| II.5.2. Optimisation de la vitesse d'agitation rapide..... | 25 |
| II.5.3. Optimisation de la vitesse d'agitation lente..... | 25 |
| II.5.4. Optimisation du temps d'agitation lente..... | 25 |
| II.5.5. Optimisation du temps de décantation..... | 26 |
| II.6. Analyses bactériologiques..... | 26 |
| II.6.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux..... | 26 |
| II.6.2. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux..... | 27 |
| II.6.3. Recherche et dénombrement des clostridium sulfito reducteur..... | 28 |
| III.1. Analyses organoleptiques..... | 29 |
| III.1.1. La couleur..... | 29 |
| III.1.2. L'odeur..... | 29 |
| III.2. Analyses physico-chimiques..... | 29 |
| III.2.1. La température (T)..... | 31 |
| III.2.2. Potentiel d'hydrogène (pH)..... | 31 |
| III.2.3. Conductivité électrique (CE)..... | 31 |

| | |
|--|----|
| III.2.4. Oxygène dissous..... | 31 |
| III.2.5. Turbidité..... | 31 |
| III.2.6. Demande chimique en oxygène (DCO) | 32 |
| III.2.7. Demande biologique en oxygène (DBO ₅)..... | 32 |
| III.2.8. Dureté totale | 32 |
| III.2.9. Matières en suspension (MES)..... | 32 |
| III.2.10. Nitrite..... | 33 |
| III.2.11. Phosphate..... | 33 |
| III.2.12. Ammonium..... | 33 |
| III.2.13. Chlorure..... | 33 |
| III.3. La coagulation-floculation par jar-test | 34 |
| III.3.1. Optimisation des concentrations de coagulant et de floculant..... | 34 |
| III.3.2. Optimisation de la vitesse d'agitation rapide | 36 |
| III.3.3. Optimisation de la vitesse d'agitation lente..... | 37 |
| III.3.4. Optimisation du temps d'agitation de l'étape lente | 38 |
| III.3.5. Optimisation du temps de décantation | 39 |
| III.4. Analyses bactériologiques | 40 |
| III.4.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux..... | 41 |
| III.4.2. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux..... | 42 |
| III.4.3. Recherche et dénombrement des clostridium sulfito-réducteur | 42 |
| Conclusion..... | 44 |

Références bibliographiques

Annexes

Liste des abréviations

ASR : Anaérobie Sulfito-Réducteurs.

BCPL : Bouillon Lactosé au Pourpre de Bromocrésol.

DBO : Demande Biologique en Oxygène.

DBO₅ : Demande Biologique en Oxygène pendant 5 jours.

DCO : Demande Chimique en Oxygène.

D/C : Double Concentration.

Ech : Echantillon.

EDTA : Ethylène Diamine Tétra Acétique.

MES : Matières En Suspension.

MO : Matières Organiques.

NET : Noir Eriochrome T.

NPP : Nombre le Plus Probable.

NTU : Nephelometric Turbidity Unit.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

P : Polyéthylène.

R : Réactif.

S/C : Simple Concentration.

CE : Conductivité Electrique.

UFC : Unités Formant Colonies.

UNT : Unités Formant Trouble.

µs/cm : micro siemens par centimètre.

V : Verre.

VF : Viande-Foie.

Liste des figures

| | |
|---|-----------|
| Figure 1: Structure de la molécule d'eau. | 2 |
| Figure 2: Les états physiques de l'eau. | 3 |
| Figure 3: Représentation du cycle de l'eau. | 4 |
| Figure 4: Situation géographique du bassin versant de l'oued Agrioune. | 13 |
| Figure 5: Variation de la turbidité en fonction de la variation des volumes de jus de cactus. | 34 |
| Figure 6: Variation de la turbidité en fonction de la variation des quantités de sulfate d'aluminium. | 35 |
| Figure 7: Variation de la turbidité en fonction de la variation de la vitesse d'agitation rapide. | 36 |
| Figure 8: Variation de la turbidité en fonction de la variation de la vitesse d'agitation lente. | 37 |
| Figure 9: Variation de la turbidité en fonction de la variation de temps d'agitation lente. | 38 |
| Figure 10: Variation de la turbidité en fonction de la variation de temps de décantation. | 39 |
| Figure 11: Tube BCPL positif (présence des coliformes totaux). | 41 |
| Figure 12: Tubes de Schubert positifs (présence des coliformes fécaux). | 41 |
| Figure 13: Tubes d'EVA positifs (présence des streptocoques fécaux). | 42 |
| Figure 14: Tubes de VF positifs (présence des clostridium sulfite réducteur). | 42 |

Liste des tableaux

| | |
|--|-----------|
| Tableau 1: Répartition de l'eau sur la planète. | 4 |
| Tableau 2: Résultats des analyses organoleptiques des eaux d'oued Agrioune. | 29 |
| Tableau 3: Résultats des analyses physico-chimiques des eaux d'oued Agrioune. | 30 |
| Tableau 4: Résultats de la turbidité des échantillons d'eaux avec jus de cactus de différentes dilutions..... | 34 |
| Tableau 5: Fiche de lecture des analyses bactériologiques des eaux d'oued Agrioune. | 40 |
| Tableau 6: Résultats des analyses bactériologiques des eaux d'oued Agrioune. | 40 |

Introduction

Introduction

L'eau est l'élément fondamental du soutien de la vie humaine et de l'existence de la biosphère. Elle est à l'origine du maintien de la croissance des populations humaines et de la survie des organismes vivants (Semsari, 2016). Cette ressource naturelle qui se renouvelle sans cesse dégrade sous très hautes pression de pollution agricole, urbaine et industrielle, par suite de la croissance démographique, de l'urbanisation et de développement industriel. L'Organisation mondiale de la santé estime en effet que 80 % des maladies qui affectent la population mondiale sont directement associées à l'eau. Et, que les eaux polluées sont responsables de 50 % des cas de mortalité infantile (Desjardins, 1997). C'est la raison pour laquelle l'eau doit être traitée avant d'être consommée.

En Algérie, l'eau est une ressource rare, fragile et inégalement répartie sur le territoire. La demande en eau est continuellement en augmentation et l'utilisation des eaux de surface s'avère une nécessité incontournable (Belhadj, 2017). Les eaux de surface peuvent être utilisées comme eaux potable après avoir subir des traitements longs et difficile afin d'éliminer toutes substance polluantes néfastes à la santé humaine. Ce travail avait comme premier objectif d'étudier et d'établir l'état de qualité des eaux de surface spécialement les eaux de l'oued Agrioune, dans la région de Souk El Tenine, wilaya de Bejaia, afin de les potabiliser.

L'étude sera organisée en trois chapitres :

Le premier chapitre est consacré à une synthèse bibliographique.

Le second chapitre présente les différents matériels et méthodes d'analyse des paramètres physico-chimiques et bactériologiques des eaux d'oued Agrioune, ainsi que le procédé de traitement adopté qui permet de traiter cette eau pour la rendre potable.

Le troisième chapitre sera consacré aux résultats obtenus ainsi que leur discussion.

Ce travail sera finalisé par une conclusion générale.

Chapitre I :
Synthèse bibliographique

I.1. Molécule d'eau

Une molécule d'eau peut être représentée en trois dimensions sous la forme d'un tétraèdre déformé. Les deux liaisons présentes dans la molécule (H-O-H), forment un angle de $104,5^\circ$ (au lieu de $109,5^\circ$ dans un tétraèdre). La longueur de cette liaison (O - H) est de 0,096 nm. La molécule d'eau se comporte comme un dipôle. Le pôle oxygène, avec deux paires d'électrons libres, est chargé négativement, tandis que les deux atomes d'hydrogène représentent la charge positive du dipôle. Cette distribution en charge inégale permet la formation d'associations entre molécules d'eau grâce à des liaisons hydrogène. L'énergie des liaisons H est de 10 à 50 fois plus faible que celles des liaisons covalentes (O - H) (Sigg et al. 2014).

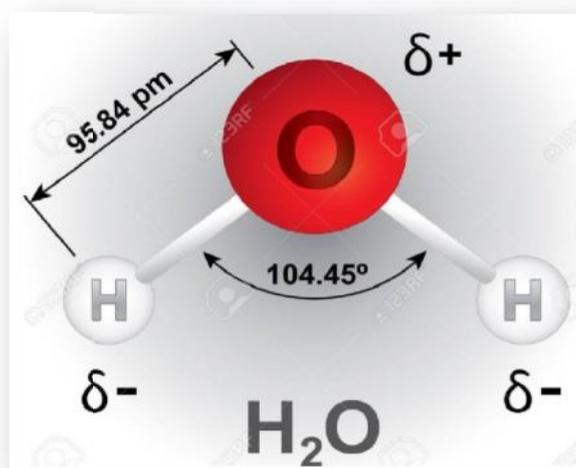


Figure 1: Structure de la molécule d'eau.(<https://fr.123rf.com/photo-51237706> illustration représentant la Structure et la composition du produit chimique de molécule d'eau. Idéale pour les livres et matériels pédagogiques institutionnels).

I.2. Les états physiques de l'eau

L'eau peut passer par différents états : solide, liquide, gazeux. À 100°C , sous une pression atmosphérique normale, elle entre en ébullition et se transforme en vapeur. Elle est alors dans son état le plus simple, qui est aussi le plus désordonné. Les molécules s'ignorent les unes les autres, les contraintes de cohésion sont supprimées. En dessous de 100°C , elle cesse de

bouillir et demeure, comme on la connaît et comme on l'aime, à l'état liquide. À quantité égale, son volume sera alors 1700 fois plus petit que celui qu'elle occupait quand elle était vapeur.

En outre, elle est devenue à peu près incompressible : le passage de 1 à 2 atmosphères ne réduit plus son volume que de 0,01%. La raison en est que les molécules sont maintenant très rapprochées. Néanmoins, une certaine liberté de mouvement leur est encore accordée, qui permet la fluidité, caractéristique de cet état. À l'état solide, autrement dit prise en glace, l'eau cristallise et les molécules s'ordonnent selon une disposition géométrique (Manéglier & Schleiss, 2000).

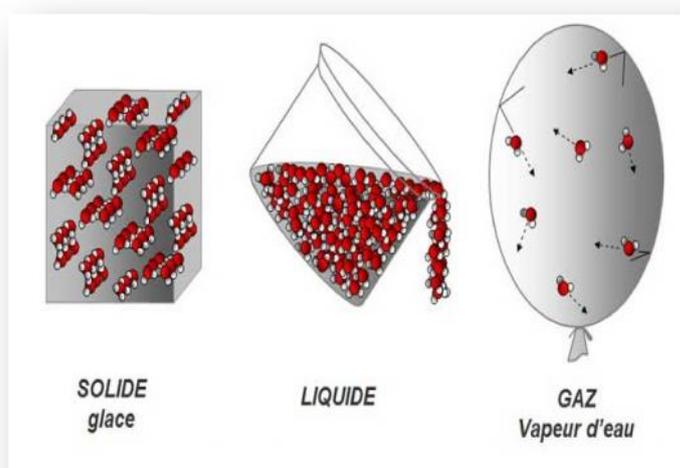


Figure 2: Les états physiques de l'eau. (<https://www.Sirtin.fr/2014/11/23/Seule-l'eau-est-incompressible/>).

I.3. Le cycle de l'eau à l'échelle du globe

Dans la nature, l'eau suit un cycle qui se résume en cinq étapes : l'évaporation, la condensation, les précipitations, le ruissellement et l'infiltration.

Sous l'effet du rayonnement solaire mais aussi en fonction de la température, de l'humidité et de la vitesse du vent, toutes les eaux soit libre ou sous une forme solide existante sur les surfaces terrestres, ou même la quantité d'eau exhalées par la végétation lors du processus de transpiration entre dans l'atmosphère avec évaporation.

L'air va alors se charger en eau sous la forme de vapeur qui s'élève dans l'atmosphère et par refroidissement se condense en gouttelettes et forme des nuages. L'eau retombe ensuite lors

des précipitations solides ou liquides sur la terre. Une fraction de cette eau ruisselle sur le sol et va rejoindre des cours d'eau puis une surface d'eaux telles les lacs, les mers ou les océans avant de participer à nouveau au processus d'évaporation. Une autre fraction va s'infiltrer dans le sol pour alimenter les nappes souterraines (André & Christophe, 2004).



Figure 3: Représentation du cycle de l'eau.

([https://fr.wikipedia.org/wiki/Fichier:Cycle de l'eau.png](https://fr.wikipedia.org/wiki/Fichier:Cycle_de_l'eau.png)).

I.4. La répartition de l'eau sur la planète

Tableau 1: Répartition de l'eau sur la planète (Semsari, 2016).

| Types | Proportion (%) |
|---|----------------|
| Glace polaire | 75 |
| Eau dans le sol : hauteur < 750 m | 11 |
| Eau dans le sol : hauteur > 750 m | 13.6 |
| Lacs | 0.3 |
| Rivières | 0.03 |
| Humidité du sol | 0.06 |
| Atmosphère | 0.035 |
| Volume eau des océans $1350 \times 10^6 \text{ Km}^3$ | |

I.5. Sources d'eau

L'homme à recours généralement, pour satisfaire ses propres besoins en eau et permettre son usage dans ses diverses activités industrielles et agricoles, à trois types de ressources naturelles :

I.5.1. Eaux souterraines

Les eaux, qui ne se sont ni évaporées ni retournées à la mer par ruissellement, s'infiltrent dans le sol et le sous-sol et s'y accumulent pour constituer les eaux souterraines. La pénétration et la rétention des eaux dans le sol dépendent des caractéristiques des terrains en cause et notamment de leur structure qui peut permettre la formation de réservoirs aquifères appelés nappes (Zouag & Belhadj, 2017).

I.5.2. Eau de surface

Les eaux de surfaces (rivières, fleuves et lac) sont des eaux qui circulent ou qui sont stockées à la surface des continents. Elles ont pour origine, soit des nappes souterraines dont l'émergence constitue une source, soit les eaux de ruissellement. (Zouag & Belhadj, 2017).

I.5.3. Eau de mer

L'eau de mer est une solution complexe qui contient tous les éléments indispensables à la vie (calcium, silicium, carbone, azote, phosphore, oligo-éléments), des matières organiques (teneur comprise entre 0,5 et 2 mg) et, naturellement à l'état dissous, les gaz présents dans l'atmosphère. L'eau de mer est faiblement alcaline. Son pH étant compris entre 7,5 et 8,4. (Zouag & Belhadj, 2017).

I.5.4. Eaux de pluie

Les eaux de pluie sont des eaux de bonne qualité pour l'alimentation humaine. Elles sont saturées d'oxygène et d'azote et ne contiennent aucun sel dissous, comme les sels de magnésium et de calcium ; elles sont donc très douces. Dans les régions industrialisées, les

eaux de pluie peuvent être contaminées par des poussières atmosphériques. La distribution des pluies dans le temps ainsi que les difficultés de captage font que peu de municipalités utilisent cette source d'eau (**Desjardins, 1997**).

I.6. La pollution des eaux

Elle désigne l'introduction, directe ou indirecte, par l'activité humaine, de substances ou de chaleur dans l'eau, susceptibles de contribuer ou de causer un danger pour la santé de l'homme, des détériorations aux ressources biologiques ou à l'écosystème ou aux biens matériels, elle est donc considérée comme une entrave à un usage de l'eau (**Belhadj, 2017**).

I.7. Origine de la pollution des eaux

On distingue différentes sources de pollutions des eaux notamment la pollution urbaine, agricole et les rejets industriels.

I.7.1. La pollution urbaine

Les effluents urbains comprennent :

- Les eaux résiduaires ou eaux usées.
- Les eaux pluviales ou de ruissellement urbain.

Les eaux résiduaires urbaines sont un mélange d'eaux contenant des déjections humaines, eau de toilette et de nettoyage des sols et des aliments (eaux ménagères). ces effluents sont riches en déchets organiques, en graisses, matières minérales, azote, phosphore, et contiennent également des sels minéraux et des métaux.

Les eaux pluviales résultent du ruissellement sur des surfaces « imperméabilisées » de l'eau de pluie. Celle-ci, déjà chargée de micropolluants atmosphériques à son arrivée sur ces surfaces, récupère des polluants supplémentaires.

Une partie très variable de macro-déchets part vers les cours d'eau, soit entraînée par les eaux de ruissellement soit par l'intermédiaire des déversoirs d'orages (**Assaad, 2014**).

I.7.2. La pollution agricole

La pollution agricole est due à l'utilisation d'engrais et autres matières fertilisantes épandues (boues de stations d'épuration, cendres) sur les sols agricoles telles que les déjections animales, des métaux (Cu et Zn) provenant des compléments alimentaires des animaux d'élevage, des résidus d'antibiotiques utilisés contre les infections animales et de produits de traitements des végétaux. Ce qui rend l'eau impropre à la consommation (Assaad, 2014).

I.7.3. La pollution industrielle

Par définition, tous les rejets résultant d'une utilisation de l'eau autre que domestique sont qualifiés de rejets industriels. L'industrie est la grande consommatrice d'eau. Par conséquent, ces eaux utilisées seront rejetées sales, chargées en produits chimiques, en produits phytosanitaires, en métaux lourds, en hydrocarbures, en solvants et surtout en matières organiques et inorganiques, etc. Si elles ne sont pas traitées dans une station d'épuration, elles entraînent une pollution physique et chimique du milieu aquatique et naturel (Belhadj, 2017).

I.8. Les polluants présents dans l'eau

On distingue plusieurs catégories de polluants :

- **Les sels minéraux** : ils nuisent à la potabilité des eaux superficielles si leur concentration est importante.
- **Les acides et alcalis** : déchargés par l'industrie chimique et d'autres installations industrielles, sont indésirable non seulement pour les activités récréatives mais aussi pour la vie aquatique.
- **Les matières en suspension (MES)** : diminuent la luminosité dans l'eau. Les espèces végétales se développent plus difficilement, l'oxygène qu'elles produisent diminue dans le milieu, et les espèces animales en souffrent.
- **Les matières organiques** : ce sont des déchets carbonés. À l'inverse des MES, ces matières constituent une nourriture de choix pour les micro-organismes (MO) de l'eau et provoquent leur prolifération. Les MO se mettent alors à vider le milieu de son oxygène, ce qui s'avère fatal pour la vie aquatique.
- **Les détergents synthétiques** : ils ont l'inconvénient de diminuer la capacité de réoxygénation des eaux de rivière.

- **Les matières colorantes** : modifient la transparence et l'éclairement du milieu ; l'action chlorophyllienne s'en trouve ralentie, la production d'oxygène en est diminuée et il y a tendance à l'installation des conditions anaérobies.
- **La pollution thermique** : est due au rejet des eaux utilisées pour le refroidissement d'installations industrielles diverses. Cet échauffement engendre de nombreux inconvénients tels que appauvrissement des eaux en oxygène, action stimulante sur la vitesse de multiplication d'algues, croissance de l'activité bactérienne, etc.
- La pollution par l'azote réduit (azote organique et ammoniacal), par le phosphore, par les composés organohalogénés et par les métaux toxiques. Cette dernière catégorie regroupe sept métaux et un métalloïde (chrome, zinc, cuivre, nickel, plomb, arsenic, cadmium et mercure) (**Koller, 2004**).

I.9. Définition de l'eau potable

Une eau potable est une eau qui ne doit pas porter atteinte à la santé de celui qui la consomme. Les besoins en eau pour l'homme l'ont conduit à prélever des eaux qui n'ont pas les qualités d'une eau potable et qui doivent être traitées. Elle doit répondre à une série de critères définis par des paramètres organoleptiques, physico-chimiques, microbiologiques et les micros polluants (**Adjelane & Bourebaa, 2018**).

I.10. Normes de qualité de l'eau potable

Jusqu'au début du siècle, on déterminait si une eau était potable à partir des seuls sens. L'eau devait ainsi être agréable au goût, dépourvue d'odeur désagréable et limpide. Ce type sommaire d'évaluation a conduit dans plusieurs cas à des catastrophes. Aujourd'hui, on mesure plutôt les caractéristiques les plus appropriées et on les compare à des normes. Ces normes désignent les concentrations maximales acceptables et les modalités d'application, qui sont différentes d'un pays à l'autre (**Desjardins, 1997**).

I.11. Qualités Physico-chimiques de l'eau

I.11.1. Température (T)

C'est important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet celle-ci joue un rôle important dans la solubilité des gaz, dans la dissociation des sels et dans la détermination du pH, pour la compréhension de l'origine de l'eau et les mélanges éventuels (Rodier et al. 2005).

I.11.2. Potentiel hydrogène (pH)

Le pH d'une eau est une indication de sa tendance à être acide ou alcaline, il est fonction de l'activité des ions hydrogènes H^+ Présents dans cette eau. Dans les eaux naturelles cette activité est due à des différentes causes en particulier l'ionisation de l'acide carbonique et de ses sels (Rodier et al. 2009).

I.11.3. Conductivité électrique (CE)

La conductivité est une mesure de la capacité de l'eau à conduire un courant électrique, donc une mesure indirecte de la teneur de l'eau en ions (calcium, magnésium, sodium, nitrates, chlorures, sulfates, ...) et représente la salinité des eaux. Ainsi, plus l'eau contient d'ion, plus elle est capable de conduire un courant électrique et plus la conductivité mesurée est élevée (Khettaf, 2018).

I.11.4. Oxygène dissous

Les concentrations en oxygène dissous, constituent l'un des plus importants paramètres de la qualité des eaux pour la vie aquatique. Sa concentration dans un milieu aquatique varie en fonction de la température de l'eau, de la profondeur, de l'heure de la journée, de la concentration de la matière organique et des nutriments dans le milieu ainsi que de la quantité de plantes aquatiques, d'algues et de bactéries présents. Cependant, il existe deux principaux

phénomènes par lesquels l'oxygène dissous se trouve dans l'eau ; les échanges avec l'atmosphère et la photosynthèse (Khettaf, 2018).

I.11.5. Turbidité

La turbidité est l'élément important de la qualité de l'eau, tant pour la vie aquatique car elle réduit la transparence, empêche la pénétration de la lumière. Ce qui a pour effet de freiner la photosynthèse, élément important de la croissance des plantes, que pour la production d'eau potable car elle réduit l'efficacité des traitements de potabilisation de l'eau (Zaimeche, 2014).

I.11.6. Demande chimique en oxygène (DCO)

Elle représente la quantité totale de pollution oxydable et correspond à la quantité d'oxygène qu'il faut fournir grâce à des réactifs chimique puissants, pour oxyder les matières contenues dans l'effluent (Koller, 2004).

I.11.7. Demande biologique en oxygène (DBO₅)

La DBO₅ représente la quantité d'oxygène consommée par les bactéries, à 20°C à l'obscurité et pendant 5 jours d'incubation d'un échantillon préalablementensemencé, temps qui assure l'oxydationbiologique d'une fraction de matière organique carbonée. Ce paramètre mesure la quantité d'oxygène nécessaire à la destruction des matières organiques grâce aux phénomènes d'oxydation par voie aérobie (Iriout & Kraine, 2017).

I.11.8. Dureté totale

La dureté totale d'une eau est essentiellement due à la présence d'ions métalliques bivalents: Ca²⁺, Mg²⁺, Fe²⁺, Mn²⁺, Sr²⁺, etc. Les plus abondants étant les ions Ca²⁺ et Mg²⁺. En pratique, on considère souvent que la dureté totale d'une eau est égale à la somme de sa dureté calcique et de sa dureté magnésienne (duretés dues aux ions Ca²⁺ et Mg²⁺) (Desjardins, 1997).

I.11.9. Matières en suspension (MES)

Il s'agit des matières non solubilisées dans l'eau. Elles comprennent toutes les matières minérales ou organiques. Elles incluent les argiles, les sables, les limons, les matières organiques et minérales de faible dimension, le plancton et autres micro-organismes de l'eau. La quantité de matières en suspension varie selon les saisons et le régime d'écoulement des eaux. Ces matières affectent la transparence de l'eau et diminuent la pénétration de la lumière, par conséquent, la photosynthèse. Par ailleurs, les matières en suspension peuvent accumuler des quantités élevées de matières toxiques (métaux, pesticides, huiles, hydrocarbures aromatiques...) (Khettaf, 2018).

I.11.10. Nitrites (NO_2^-)

Les ions nitrites sont un stade intermédiaire entre l'ammonium (NH_4^+) et les ions nitrates (NO_3^-). Les bactéries nitrifiantes (nitrosomonas) transforment l'ammonium en nitrites. Cette opération, qui nécessite une forte consommation d'oxygène, est la nitrification.

Les nitrites proviennent de la réduction bactérienne des nitrates, appelée dénitrification. Les nitrites constituent un poison dangereux pour les organismes aquatiques, même à de très faibles concentrations. La toxicité augmente avec la température (Rodier et al. 2009).

I.11.11. Phosphates

Des teneurs élevées en phosphates signalent une infiltration d'eau de surface ou une contamination par des engrais.

I.11.12. Ammonium

Cet ion qui provient surtout de la décomposition des matières organique azotées et des industries chimique (engrais et textile) est un des plus importants éléments chimiques de pollution (PESSON, 1980). Il constitue un des maillons du cycle de l'azote. L'ammoniac est un gaz soluble dans l'eau, mais suivant les conditions de pH, il se transforme soit en composé non combiné, soit sous forme ionisée (Potelon & Zysman, 1998).

I.12. Qualités bactériologiques

I.12.1. Coliformes totaux

Les coliformes totaux sont utilisés depuis très longtemps comme indicateurs de la qualité microbienne de l'eau car ils peuvent être indirectement associés à une pollution d'origine fécale. Les coliformes totaux sont définis comme étant des bactéries en forme de bâtonnet, aérobies ou anaérobies facultatives, possédant l'enzyme permettant l'hydrolyse du lactose à 35°C afin de produire des colonies rouges avec reflet métallique sur un milieu gélosé approprié (Ayad, 2017).

I.12.2. Coliformes fécaux

Les coliformes fécaux, ou coliformes thermotolérants, sont un sous-groupe des coliformes totaux qui ont la capacité de fermenter le lactose à une température de 44,5°C. L'espèce la plus habituellement associée à ce groupe bactérien est *Escherichia coli* (Ayad, 2017).

I.12.3. Streptocoques fécaux

Les entérocoques font partie d'un groupe de bactéries naturellement présentes dans la flore intestinale des animaux et des humains ; certains streptocoques fécaux sont très apparentés aux entérocoques et sont encore utilisés à titre d'indicateurs de contamination fécale (Ayad, 2017).

I.12.4. *Clostridium* sulfito-réducteurs

Les *Clostridium* sulfito-réducteurs sont souvent utilisés comme des témoins de pollution fécale. La forme spore, beaucoup plus résistante que les formes végétatives, les coliformes fécaux et les streptocoques fécaux, permettrait ainsi de détecter une pollution fécale ancienne ou intermittente. Sans débattre de l'intérêt réel d'une telle indication concernant la date de la pollution, il faut cependant considérer que si les *Clostridium* sulfito-réducteurs peuvent certes être des germes fécaux, ce sont encore des germes telluriques et que, de ce fait, aucune spécificité d'origine fécale ne peut être attribuée à leur mise en évidence (Rodier et al. 2009).

Chapitre II :

Matériels & méthodes

II.1. Présentation de la zone d'étude

Géographiquement, le bassin versant de l'oued Agrioune est situé au Centre-Est de l'Algérie à 300 km à l'Est d'Alger, dans la wilaya de Bejaia à environ 60 km au sud-est du chef-lieu. L'oued Agrioune prend naissance dans le massif des Babors et le versant septentrional du Djebel Meghris. Il traverse vigoureusement les gorges de Kherrata et draine, plus en aval, la vallée alluviale de Souk El Tenine avant de rejoindre la mer Méditerranée.

Le bassin versant de l'oued Agrioune constitue la confluence de trois principaux grands oueds : Oued Ait Smail, Oued Boulzazen, et Oued Ighzer Oufis (**Dahmani & Dermouche, 2015**).

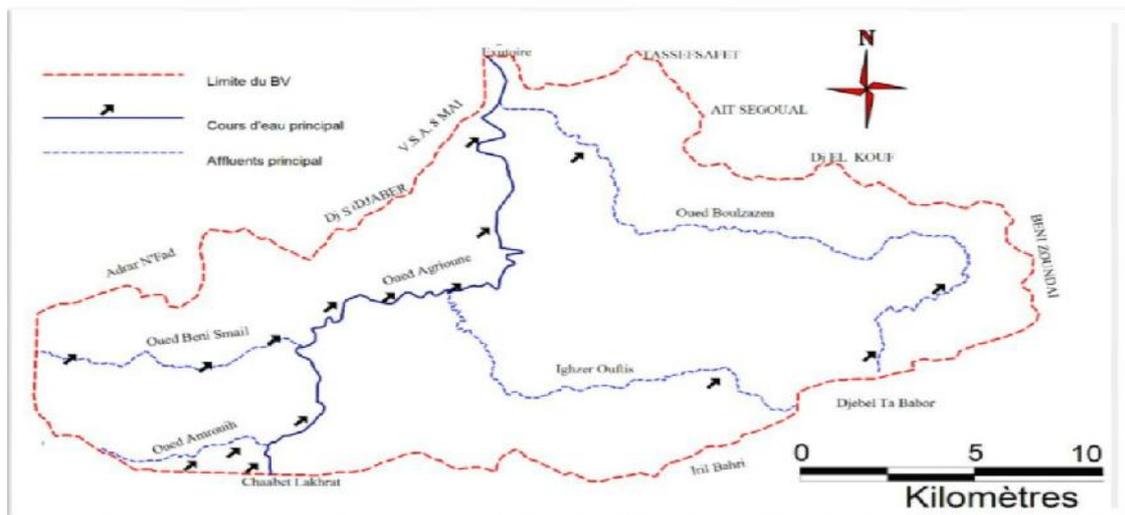


Figure 4: Situation géographique du bassin versant de l'oued Agrioune.

II.2. Echantillonnage

Les échantillons étudiés sont prélevés à partir de l'oued Agrioune devant la station d'épuration des eaux usées de Souk El Tenine. La mesure de certains paramètres est effectuée dans le laboratoire de cette station. Pour les dosages des chlorures et de la dureté totale, ils ont été faits au niveau du laboratoire de chimie de l'université de Bejaia.

L'ensemble des analyses bactériologiques a été réalisé au niveau du laboratoire d'hygiène de la Direction de la Santé de la Population (DSP) de la wilaya de Bejaia.

II.2.1. Préparation du matériel

La préparation du matériel est une étape qui doit être planifiée plusieurs jours à l'avance, afin de pouvoir obtenir du laboratoire les bouteilles adéquates pour les analyses désirées.

II.2.2. Prélèvement des échantillons

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté ; il conditionne les résultats d'analyse.

L'échantillon doit être homogène, représentatif et obtenu sans modifier les caractéristiques physico-chimiques de l'eau.

Pour l'analyse chimique, il est recommandé d'utiliser des flacons en polyéthylène pour l'échantillonnage, qui seront de nouveau rincés 3 fois avec de l'eau à analyser avant de prélever l'échantillon, afin d'éliminer toute trace de contaminant, puis remplis jusqu'au bord. Le bouchon sera placé de telle façon qu'il n'y ait aucune bulle d'air et qu'il ne soit pas éjecté au cours du transport.

Pour l'analyse bactériologique, les échantillons d'eau ont été prélevés dans des bouteilles en verre borosilicaté, stérilisés thermiquement au four pasteur à 180°C pendant 1h 30 (**Rodier et al. 2009**).

II.2.3. Conservation des échantillons

Cette étape est nécessaire pour préserver les échantillons prélevés entre le moment de l'échantillonnage et celui de l'analyse en laboratoire, puisque des modifications physiques ou des réactions chimiques peuvent se produire.

Les échantillons doivent être conservés à l'obscurité et à une température de 4°C dans une glacière. Dans certains cas il est nécessaire d'employer des adjuvants de conservation lorsque les analyses sont effectuées dans un délai qui dépasse 24 heures (**Rodier et al. 2009**).

II.3. Analyses organoleptiques

II.3.1. La couleur

La couleur est déterminée par un simple examen visuel des échantillons.

II.3.2. L'odeur

L'odeur est déterminée par un simple examen sensoriel des échantillons.

II.4. Analyses physico-chimiques

II.4.1. Mesure de pH, de l'oxygène dissous, de conductivité, de température, et de la turbidité

Ces mesures ont été effectuées à l'aide d'un appareil d'analyse multi paramètres (le pH-mètre, l'oxymètre, le conductimètre et le thermomètre) par l'emplacement des sondes de l'instrument dans un bécher qui contient l'eau à analyser.

La turbidité a été mesurée par le turbidimètre comme suit :

- Calibrer le turbidimètre.
- Rincer la cuvette avec l'eau à analyser puis la remplir.
- Sécher bien la surface de la cuvette puis la placer dans l'appareil.
- Lire la valeur affichée sur l'écran.

II.4.2. Mesure de la DCO (Demande Chimique en Oxygène)

Méthode :

Détermination photométrique de la diminution de concentration en chromates après une oxydation à l'aide du dichromate de potassium, de l'acide sulfurique et du sulfate d'argent.

Matériels

- Bloc chauffant spécial cuve test.
- Pipette à piston avec embouts.
- Cuve ronde DCO 160.
- Spectrophotomètre.

Mode opératoire

- Ouvrir une cuve ronde contenant de l'acide sulfurique 80-98 % et du sulfate de mercure (II) 0.74 - 1,50 %.
- Ajouter lentement, sans mélanger 2 ml de l'échantillon.
- Fermer la cuve et nettoyer l'extérieure de celle-ci.
- Mélanger la cuve.
- Chauffer dans le bloc chauffant pendant 2 h à 148 °C.
- Sortir la cuve chaude et retourner deux fois avec précaution.
- Laisser refroidir à température ambiante.
- Nettoyer la cuve à l'extérieur et mesurer à l'aide d'un spectrophotomètre.

II.4.3. Mesure de la DBO₅ (Demande Biochimique en Oxygène)

Matériels

- Flacon d'incubation en verre (dits flacons DBO).
- Barreau magnétique.
- Fiole jaugée.
- L'incubateur.

Mode opératoire

- Rincer le flacon porte échantillon avec l'échantillon à analyser.
- Y verser la quantité nécessaire auparavant déterminée en échantillon à analyser à l'aide des fioles jaugées.
- Mettre le barreau magnétique dans le flacon.
- Mettre le godet en caoutchouc en place.
- Déposer deux pastilles de soude dans le godet en caoutchouc.
- Visser l'OxiTop[®] directement sur le flacon.

- Pour démarrer la mesure appuyer sur les boutons S et M simultanément pendant deux secondes jusqu'à apparition de (--) puis (00), qui indique que toute valeur auparavant enregistrée a été effacée.
- Mettre le flacon dans l'incubateur réglé à une température de 20 °C pendant 05 jours.
- La lecture de la valeur en cours se fait en appuyant sur le bouton (S).
- La valeur de la DBO₅ (en mg/l) est la valeur lue directement sur l'écran digital de l'OxiTop[®] multipliée par le facteur.

Valeur lue × facteur = DBO₅ en mg/l (Rodier et al. 2009).

II.4.4. Mesure de la dureté totale

Méthode par titrimétrie à l'EDTA

Principe

Les alcalinoterreux présents dans l'eau sont amenés à former un complexe du type chélate par le sel disodique de l'acide éthylènediamine tétracétique à pH 10. La disparition des dernières traces d'éléments libres à doser est décelée par le virage d'un indicateur spécifique, le noir Eriochrome T. En milieu convenablement tamponné pour empêcher la précipitation du magnésium, la méthode permet de doser la somme des ions calcium et magnésium.

Réactifs

- Solution de noir Eriochrome T à 0,5 %.
- Solution tampon pH 10.
- Solution d'EDTA.
- Solution étalon de calcium à 0,4008 g/l.

Etalonnage de l'EDTA

Prélever 20 ml de solution étalon de calcium, les diluer à 50 ml puis procéder au dosage comme décrit dans le mode opératoire. La concentration de la solution d'EDTA en mol/l est donnée par l'expression :

$$C = 0,01 \times \frac{V_1}{V_2}$$

v_1 = Volume en ml de la solution étalon.

v_2 = Volume en ml de la solution d'EDTA.

Mode opératoire

- Introduire 50 ml d'eau à analyser dans une fiole conique de 250 ml.
- Ajouter 4 ml de solution tampon et trois gouttes de solution de NET. 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 change par l'addition d'une goutte supplémentaire d'EDTA.

Expression des résultats

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

$$1000 \times \frac{c \times V_1}{V_2}$$

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

v₁ = Volume en ml de la solution d'EDTA.

v₂ = Volume d'échantillon (**Rodier et al. 2009**).

II.4.5. Mesure des matières en suspension (MES)

Méthode par filtration sur filtre en fibre de verre

Principe

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

Matériels

- Filtre en fibre de verre.
- Dessiccateur.
- Dispositif de filtration sous vide.
- Balance analytique.
- Etuve.

Mode opératoire

- Mettre dans une capsule en verre le papier filtre.
- Le sécher dans une étuve à 105°C jusqu'à masse constante.
- Laisser refroidir au dessiccateur puis peser (M_0).
- Le mettre en place sur l'équipement de filtration et mettre en marche la pompe à vide.
- Verser 100 ml de l'échantillon sur le filtre.
- Rincer la fiole ayant contenu l'eau à analyser avec 10 ml d'eau distillée.
- Faire passer sur le filtre cette eau.
- Laisser le filtre essorer puis le retirer précautionneusement avec une pince aux extrémités plates.
- Sécher le filtre à 105°C.
- Laisser refroidir au dessiccateur.
- Peser le filtre (M_1).

Expression des résultats

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

$$\frac{M_1 - M_0}{V} \times 1000$$

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

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

V = volume d'eau utilisé (ml) (**Rodier et al. 2009**).

II.4.6. Mesure des nitrites

Méthode :

Détermination photométrique à l'aide de la sulfanilamide et de la N-(naphtyl-1)-éthylènediamine.

Domaine de mesure : 0,003-0,46 mg/l ($\text{NO}_2\text{-N}$) 0,02-1,5 mg/l (NO_2^-).

Longueur d'onde de mesure : 540 nm.

Temps de réaction : 10 min.

Température de réaction : 20-25°C.

Contenu du jeu de réactifs :

- 20 cuves rondes Nitrite 2.
- 1 cuve ronde avec 5 ml de Nitrite 2 R2.

Matériels

- Spectrophotomètre NANOCOLOR[®] 500 D.
- Bloc chauffant.
- Pipette à piston avec embouts.

Mode opératoire

- Ouvrir une cuve ronde, ajouter 4 ml de l'échantillon à analyser.
- Ajouter 0,2 ml de R2 (le réactif R2 contient l'acide citrique 20-40%).
- Fermer et mélanger.
- Nettoyer la cuve à l'extérieur et mesurer après 10 min.

II.4.7. Mesure du phosphate

Méthode :

Détermination photométrique en tant que bleu de molybdène après hydrolyse acide et oxydation à 100-120°C.

Domaine de mesure : 0,20-5,00 mg/l P (PO₄-P).

Longueur d'onde de mesure : 690 nm.

Minéralisation : 30 min à 120°C ou 60 min à 100°C.

Temps de réaction : 10 min à 20-25°C.

Contenu du jeu de réactifs

- 20 cuves rondes Phosphate total 5.
- 1 tube avec NANOFIX Phosphate total 5 R2.
- 1 tube avec NANOFIX Phosphate totale 5 R3.
- 1 cuve ronde avec 5 ml de Phosphate total 5 R4.

Matériels

- Spectrophotomètre NANOCOLOR[®] 500 D.
- Bloc chauffant.
- Pipette à piston avec embouts.

Mode opératoire

- Ouvrir une cuve ronde, ajouter 1ml de l'échantillon à analyser et 1 NANOFIX R2 (le réactif R2 contient du peroxydisulfate de sodium 80-99 %).
- Fermer le tube de NANOFIX immédiatement après l'addition, mélanger.
- Placer dans le bloc chauffant et enclencher le chauffage.
- Après 30 à 60 min, sortir la cuve du bloc chauffant et laisser refroidir à température ambiante.
- Ajouter 1 NANOFIX R3 et 0,2 ml de R4 (le réactif R4 contient de l'acide sulfurique 5-15%), mélanger.
- Nettoyer la cuve à l'extérieur et mesurer après 10 min.

II.4.8. Mesure de l'ammonium

Méthode :

Détermination photométrique en tant qu'indophénol : l'ammonium réagit à un pH d'environ 12,6 avec de l'hypochlorite et du salicylate, en présence de sodium nitroprussiate comme catalyseur, pour former du bleu d'indophénol.

Domaine de mesure : 1- 40 mg/l (NH₄-N) 1-50 mg/l(NH₄⁺/NH₃).

Longueur d'onde de mesure : 690 nm.

Temps de réaction : 15 min.

Température de réaction : 20-25°C.

Contenu du jeu de réactifs :

- 20 cuves rondes Ammonium 50.
- 1 tube NANOFIX Ammonium 50 R2. Ouvrir une cuve ronde, ajouter 4 ml de l'échantillon à analyser.
- Ajouter 0,2 ml de R2 (le réactif R2 contient l'acide citrique 20-40%).
- Fermer et mélanger.
- Nettoyer la cuve à l'extérieur et mesurer après 10 min.

Matériels

- Spectrophotomètre NANOCOLOR[®] 500 D.
- Bloc chauffant.
- Pipette à piston avec embouts.

Mode opératoire

- Ouvrir une cuve ronde, ajouter 0,2 ml de l'échantillon à analyser.
- Ajouter 1 NANOFIX R2 (le réactif R2 contient de sodium nitroprussiate 5-33%).
- Fermer le tube de NANOFIX immédiatement et mélanger.
- Nettoyer la cuve à l'extérieur et mesurer après 15 min.

II.4.9. Mesure du chlore

Méthode de Mohr

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

Réactifs

- Acide nitrique pur.
- Carbonate de calcium pur.
- Solution de chromate de potassium à 10 %.
- Solution de nitrate d'argent 0.1 N.

Mode opératoire

- Introduire 100 ml d'eau à analyser.
- 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.

Soit V le nombre de millilitres de nitrate d'argent 0.1 N utilisés.

Expression des résultats

Pour une prise d'essai de 100 ml : $V \times 10 \times 3.55$ donne la teneur en chlorures, exprimée en milligrammes de Cl^- par litre d'eau (Rodier et al. 2009).

II.5. La coagulation-floculation par jar-test

Dans le but de l'obtention de meilleur rendement en abattement de la turbidité, il est nécessaire de déduire la concentration idéale en sulfate d'aluminium et le volume idéale en échantillon.

Réactifs

- Sulfate d'aluminium ($\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3, 18 \text{H}_2\text{O}$).
- Polymer

Matériels

- Jar test équipé de 4 béchers de 1000 ml.
- Pipette.
- Micropipette.
- Fiole jaugée.
- Bécher.
- Balance.
- Turbidimètre.

II.5.1. Optimisation des concentrations de coagulant et de floculant

Dans ce procédé de traitement ; le sulfate d'aluminium est utilisé comme un floculant et le jus de cactus comme un coagulant.

Préparation de jus de cactus :

- Laver bien le cactus, épeler puis mixer le.
- Filtrer le jus.
- Dilué le jus retenu à 5%, à 10% et 15%.

Préparation de la dilution :

5%

5 ml de jus de cactus —————> 95 ml d'eau distillée.

50 ml de jus de cactus —————> X.

$$X = (50 \cdot 95) / 5.$$

X : c'est le volume d'eau distillée nécessaire pour diluer 50 ml de jus de cactus concentré à 5 %.

Pour 10% :

$$X = (50 \cdot 90) / 10.$$

Pour 15 % :

$$X = (50 \cdot 85) / 15.$$

Mettre les dilutions préparées dans le jar-test sous agitation de 160 tr/min pendant 15 min.

Remplir 4 béchers de 1 litre de l'eau à analyser, injecter dans chacun 4 ml de jus de cactus de différentes dilutions. Placer les béchers dans le jar-test avec les conditions suivantes :

- Vitesse d'agitation rapide 60 tr/min pendant 3 min.
- Vitesse d'agitation lente 30 tr/min pendant 15 min.
- Temps de décantation 30 min.

Mesurer la turbidité (la dilution donnant une faible turbidité est meilleure) et on va travailler avec elle dans la suite de ce travail.

Etape 01 : Optimisation des concentrations de coagulant

Placer dans le jar test 04 béchers de 01 litre remplis d'eau à analyser. Injecter des volumes croissants (de 1 à 10 ml) de jus de cactus (coagulant). Laisser sous agitation rapide à une vitesse de 60 tr/min pendant 3 min puis laisser sous agitation lente à une vitesse de 30 tr/min pendant 15 min, ensuite laisser, décanter pendant 30 min. Mesurer la turbidité (la concentration donnant une faible turbidité est prise comme optimum).

Etape 02 : Optimisation des concentrations de flocculant

Injecter dans les béchers qui sont à nouveau remplis d'eau à analyser des quantités croissantes (de 0,01 à 0,05 g) de sulfate d'aluminium (flocculant). Laisser sous agitation rapide à une vitesse de 180 tr/min pendant 3 min et après 2 min d'agitation injecter le volume optimum de jus de cactus puis laisser sous agitation lente à une vitesse de 30 tr/min pendant 15 min, ensuite laisser décanter pendant 30 min.

Mesurer la turbidité (la concentration donnant une faible turbidité est prise comme optimum).

II.5.2. Optimisation de la vitesse d'agitation rapide

Injecter la quantité optimum de sulfate d'aluminium dans les béchers remplis d'eau à analyser, varier la vitesse d'agitation rapide (de 170 à 200 tr/min) pendant 3 min et après 2 min d'agitation ajouter le volume optimum de jus de cactus, laisser à une vitesse d'agitation lente de 30 tr/min pendant 15 min, enfin laisser décanter pendant 30 min.

II.5.3. Optimisation de la vitesse d'agitation lente

Remplir les béchers d'eau à analyser. Introduire dans ces béchers la concentration optimum de sulfate d'aluminium. Fixer la vitesse d'agitation rapide par la vitesse optimale, pendant 3 min, après 2 min d'agitation ajouter le volume optimum de jus de cactus. Varier la vitesse d'agitation lente de 20 à 35 tr/min pendant 15 min et mesurer la turbidité après une décantation de 30 min. La vitesse donnant une faible turbidité est prise comme optimum.

II.5.4. Optimisation du temps d'agitation lente

Introduire dans les béchers de jar-test l'eau à analyser, la quantité de sulfate d'aluminium optimale puis fixer la vitesse d'agitation rapide par la vitesse optimale, pendant 3 min, après 2 min d'agitation ajouter le volume optimum de jus de cactus.

Fixer la vitesse d'agitation lente par la vitesse optimale et varier le temps d'agitation lente de 12 à 21 min. Laisser décanter 30 min puis mesurer la turbidité (le temps d'agitation donnant une faible turbidité est pris comme optimum).

II.5.5. Optimisation du temps de décantation

Après avoir suivi l'opération précédente avec fixation du temps d'agitation lente par le temps optimum, varier le temps de décantation de 10 à 40 min et mesurer la turbidité (Le temps de décantation donnant une faible turbidité est pris comme optimum).

II.6. Analyses bactériologiques

L'objectif de l'analyse bactériologique de l'eau est de rechercher toutes les espèces qui sont susceptibles d'être pathogènes.

II.6.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux

Mode opératoire:

- ❖ **Test présomptif** (Recherche des coliformes totaux).

L'analyse est effectuée dans une série de trois tubes contenant chacun 10 ml de BCPL (Bouillon Pourpre de Bromocresol Lactosé) de concentration différente, le milieu BCPL possède une cloche de Durham pour chasser le gaz dégagé. Auxquelles on ajoute des concentrations différentes de l'échantillon à analyser comme décrit ci-dessous :

- 03 tubes de 10 ml de BCPL à double concentration (D/C) avec 10 ml d'eau à analyser par chaque tube.
- 03 tubes de 10 ml de BCPL à simple concentration (S/C) avec 01 ml d'eau à analyser par chaque tube.
- 03 tubes de 10 ml de BCPL à simple concentration (S/C) avec 0,1 ml d'eau à analyser par chaque tube.
- Incuber à 37°C pendant 48 h.

Tous les tubes présentant un virage du milieu pourpre au jaune avec formation de gaz (1/10 du volume de la cloche) sont considérés comme positifs notés (+) c'est-à-dire ; il y a présence des coliformes totaux.

- Noter le nombre de tubes positifs dans chaque série et la lecture se fait à l'aide de la table de NPP.

❖ **Test confirmatif (Recherche des coliformes fécaux)**

- A partir de chaque tube positif de BCPL, on prend quelques gouttes dans des tubes de milieux Schubert.
- Incuber à 44°C pendant 24 h.

S'il ya présence de gaz dans la cloche et apparition de l'anneau rouge dans les tubes, il ya donc présence des coliforme fécaux.

II.6.2. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

Mode opératoire:

❖ **Test présomptif**

- 03 tubes de 10 ml de bouillon Rothe à double concentration (D/C) avec 10 ml d'eau à analyser par chaque tube.
- 03 tubes de 10 ml de bouillon Rothe à simple concentration (S/C) avec 1 ml d'eau à analyser par chaque tube.
- 03 tubes de 10 ml de bouillon Rothe à simple concentration (S/C) avec 0,1 ml d'eau à analyser par chaque tube.
- Incuber à 37° C pendant 48 h.

❖ **Test confirmatif**

- A partir des tubes positifs de bouillon Rothe, on prend quelques gouttes dans des tubes de milieux d'Eva litsky.
- Incuber à 37°C pendant 24 h.

Les streptocoques fécaux sont présents s'il ya apparition d'un trouble et une pastille blanchâtre au fond des tubes.

- Noter le nombre de tubes positifs dans chaque série et la lecture se fait à l'aide de la table de NPP.

II.6.3. Recherche et dénombrement des clostridium sulfitoreducteur

Mode opératoire:

- Dans un tube stérile versez 10 ml d'eau à analyser.
- Chauffez le tube au bain marie à 80 °C pendant 10 min.
- Refroidir le tube sous l'eau de robinet.
- Ajoutez 10 ml de gélose viande foie (ajouter de l'alun de fer et de sulfure de sodium) pour créer l'anaérobiose.
- Homogénéisez puis incubez à 37°C pendant 48 h.

Les clostridium sulfito-reducteur sont présentes s'il ya apparition des colonies noires (spores).

- Notez le nombre de tubes positifs dans chaque série et la lecture se fait à l'aide de la table de NPP.

Chapitre III

Résultats & Discussion

III.1. Analyses organoleptiques

Les résultats des paramètres organoleptiques sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 2 : Résultats des analyses organoleptiques des eaux de l'oued Agrioune.

| Paramètres | Eau brute | Eau traitée |
|------------|-------------------------|-------------|
| Couleur | Légère coloration jaune | Incolore |
| Odeur | Inodore | Inodore |

III.1.1. La couleur

Les eaux brutes possèdent une légère coloration jaune due à la présence des matières en suspension mais cette coloration est absente après le traitement.

III.1.2. L'odeur

La présence d'une odeur dans l'eau indique la dégradation de la qualité de cette eau. Les eaux étudiées (brutes et traitées) sont inodores.

III.2. Analyses physico-chimiques

Les résultats des analyses physico-chimiques des eaux de l'oued Agrioune sont regroupés dans le tableau suivant :

Tableau 3: Résultats des analyses physico-chimiques des eaux de l'oued Agrioune.

| Paramètres analysés | Unité | Eau brute | Eau traité | Normes Algériennes |
|---------------------|------------------------|-----------|------------|--------------------|
| Température | °C | 19,8-24,4 | 20,3-24,7 | 25 |
| pH | - | 7,5-7,95 | 6,9-7,6 | 6,5-9 |
| Oxygène dissous | mg/l | 0,16-0,22 | 0,19-0,24 | -- |
| Conductivité | µs/cm | 769-775 | 772-785 | 2800 |
| Turbidité | NTU | 2,19-5,1 | 0,66-1,62 | 5 |
| DCO | mg/l O ₂ | 14 | 28 | -- |
| DBO ₅ | mg/l | 13 | 11 | -- |
| MES | mg/l | 0,3 | 00 | -- |
| Phosphates | mg/l | 0,21 | 0,15 | 0,5 |
| Chlorures | mg/l | 71 | 60,35 | 500 |
| Dureté totale | mg/l CaCO ₃ | 14,1 | 11,9 | 500 |
| Nitrites | mg/l | 0,48 | 0,35 | 0,1 |
| Ammonium | mg/l | 01 | 00 | 0,5 |

III.2.1. La température (T)

La température des eaux de surface est influencée par le changement climatique. Les valeurs des températures obtenues se situent dans l'intervalle de (19,8-24,4) °C pour les eaux brutes et entre (20,3-24,7) °C pour les eaux traitées, ces valeurs satisfont la norme Algérienne de l'eau potable (25°C).

III.2.2. Potentiel d'hydrogène (pH)

Les valeurs du pH avant et après le traitement sont conformes aux normes algériennes de potabilisation (6,5-9). Elles sont comprises entre 7,5 et 7,95 pour les eaux brutes et entre 6,9 et 7,6 pour les eaux traitées.

III.2.3. Conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique d'une eau dépend de la teneur de cette eau en sels minéraux. Les variations de cette conductivité avant et après le traitement sont présentées dans le tableau 3 qui permet de conclure que les valeurs obtenues sont dans les normes.

III.2.4. Oxygène dissous

C'est un paramètre très important indiquant le degré de pollution organique. Il participe à la dégradation des matières organiques par les bactéries aérobies présentes dans l'eau. Les valeurs de la teneur en oxygène dissous déterminées dans cette étude sont comprises entre (0,16-0,22) mg/l pour les eaux brutes et entre (0,19-0,24) mg/l pour les eaux traitées. La valeur de la limite n'est pas indiquée dans les normes algériennes relatives à la potabilité de l'eau.

III.2.5. Turbidité

Les consommateurs ont très souvent des exigences par rapport à la turbidité d'une eau de boisson qui est due à la présence des matières en suspensions. Dans cette étude, les résultats obtenus pour la turbidité sont compris entre (2,19 et 5,1) NTU pour les eaux brutes et entre (0,66 et 1,62) NTU pour les eaux traitées, et celle-là est due à l'efficacité de l'étape de

coagulation-floculation utilisée (procédé de traitement). Donc les résultats sont conformes à la norme algérienne de l'eau potable (5 NTU).

III.2.6. Demande chimique en oxygène (DCO)

La DCO donne une estimation de la quantité de polluants organique présents dans l'eau. La valeur de la DCO de l'eau d'oued Agrioune est de 14 mg/l avant le traitement et de 28 mg/l après le traitement, dans ce cas la le traitement à causé une élévation de la DCO de l'eau échantillonné. Et malheureusement dans la réglementation Algérienne de potabilité de l'eau la limite de la DCO n'est pas indiquée pour voir si le résultat obtenu est acceptable.

III.2.7. Demande biologique en oxygène (DBO₅)

La DBO₅ est la quantité d'oxygène utilisée durant 5 jours par la dégradation naturelle des matières organiques. La valeur de la DBO₅ recommandée pour l'eau potable n'est pas indiquée dans la réglementation Algérienne de l'eau potable mais la norme fixée par l'OMS relatives à la potabilité de l'eau est de 5 mg/l, et les résultats obtenus ne sont pas conformes à cette limite.

III.2.8. Dureté totale

La dureté totale de l'eau est due à la présence des concentrations en cations calcium (Ca²⁺) et magnésium (Mg²⁺). Pendant l'analyse, les valeurs de la dureté sont égales à 14,1 mg/l pour l'eau brute et 11,9 mg/l pour l'eau traitée. Ces valeurs sont conformes à la norme (500 mg/l).

III.2.9. Matières en suspension (MES)

Les résultats obtenus pour les MES montrent que la teneur de ces derniers pour les eaux brutes est de 0,3 mg/l. Ces MES sont éliminées totalement, après le traitement subi. Ces résultats sont conformes à la norme de potabilité algérienne.

III.2.10. Nitrite

Les valeurs des nitrites observés dans le tableau 3 montrent que la concentration des nitrites dans l'eau brute (0,48 mg/l) dépasse la limite déterminée par la réglementation Algérienne de potabilité de l'eau (0,1 mg/l) et même après le traitement cette valeur (0,35 mg/l) n'est pas conforme à la limite. D'une façon générale, la présence de nitrite dans l'eau est due à la décomposition biologique de l'azote présentes dans les déchets animaux et végétaux des zones agricoles, qui par ruissellement ou infiltration arrivent au cours d'eau.

III.2.11. Phosphate

La présence des phosphates dans les eaux naturelles est liée à la nature des terrains traversés et à la décomposition de la matière organique. Les valeurs des phosphates des eaux échantillonnées sont égales à 0,21 mg/l pour l'eau brute et 0,15 mg/l pour l'eau traitée. C'est résultats sont conformes aux normes algériennes de potabilité qui sont fixées à (0,5 mg/l).

III.2.12. Ammonium

Le résultat de l'analyse obtenue, montre que la teneur en ammonium avant le traitement (1 mg/l) est supérieure à la norme algérienne de l'eau potable (0,5 mg/l), mais l'analyse de l'eau après le traitement montre l'absence totale d'ammoniums.

III.2.13. Chlorure

Les concentrations des chlorures enregistrées lors de l'analyse sont égales à 71 mg/l pour l'eau brute et 60,35 mg/l pour l'eau traitée. Le traitement a réduit la teneur des chlorures. En effet cette valeur est conforme à la norme de la réglementation Algérienne de l'eau potable (500 mg/l).

Les chlorures sont liés principalement à l'écoulement des eaux d'irrigation, et aux eaux de lixiviation des terrains plus ou moins salés.

III.3. La coagulation-floculation par jar-test

III.3.1. Optimisation des concentrations de coagulant et de floculant

Etape 1 : Optimisation des concentrations de coagulant

Tableau 4: Résultats de la turbidité des échantillons d'eaux avec jus de cactus de différentes dilutions.

| Echantillons d'eaux + jus de cactus | 1 litre d'échantillon d'eau + 4 ml de jus de cactus concentré | 1 litre d'échantillon d'eau + 4 ml de jus de cactus dilué à 5 % | 1 litre d'échantillon d'eau + 4 ml de jus de cactus dilué à 10 % | 1 litre d'échantillon d'eau + 4 ml de jus de cactus dilué à 15 % |
|-------------------------------------|---|---|--|--|
| Turbidité | 15 | 3,59 | 3,35 | 4,24 |

Les résultats du tableau 4 montrent que la meilleure dilution du coagulant est celle qui donne la meilleure turbidité (c'est-à-dire la plus petite). Dans notre cas c'est la dilution à 10 %.

Après la dilution de jus de cactus à 10%, on optimise les volumes de ce jus de 1 ml jusqu'à 10 ml dans 1 l d'eau à analyser et on mesure la turbidité.

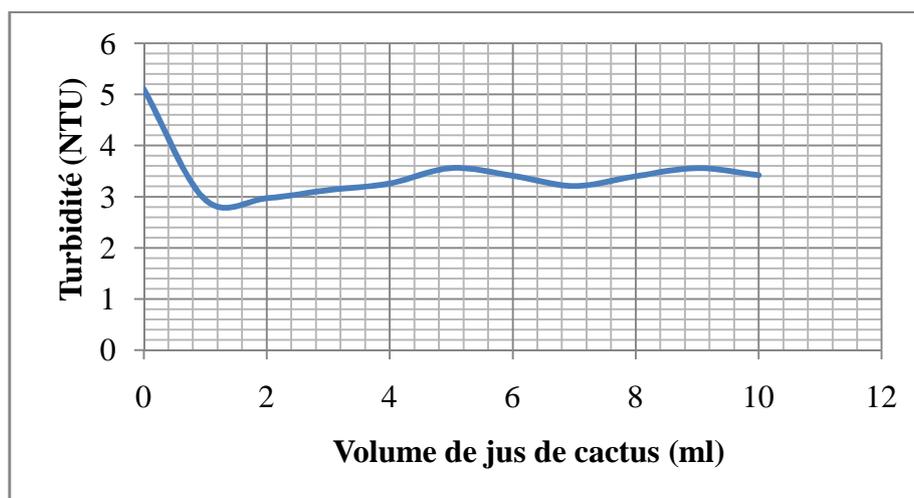


Figure 5: Variation de la turbidité en fonction de la variation des volumes de jus de cactus.

La figure 5 montre que la valeur de la turbidité de l'eau à analyser est de 5,1 NTU avant d'ajouter des volumes croissant de jus de cactus. Cette valeur diminue très rapidement jusqu'à 2,94 NTU après l'ajout de 1ml de jus de cactus, puis elle augmente jusqu'à 3,56 NTU pour un volume de 5ml de jus de cactus, puis elle diminue jusqu'à 3,21 NTU pour un volume de 7ml ensuite elle augmente à 3,56 NTU pour un volume de 9 ml de jus de cactus. Elle diminue à 3,42 NTU pour un volume de 10 ml de jus de cactus. Donc la valeur optimale de volume de jus de cactus est de 1 ml pour une turbidité de 2,94 NTU.

Etape 2 : Optimisation des concentrations de flocculant

L'étude se fait avec :

- Vitesse d'agitation rapide 180 tr/min pendant 3 min.
- Vitesse d'agitation lente 30 tr/min pendant 15 min.
- Temps de décantation 30 min.

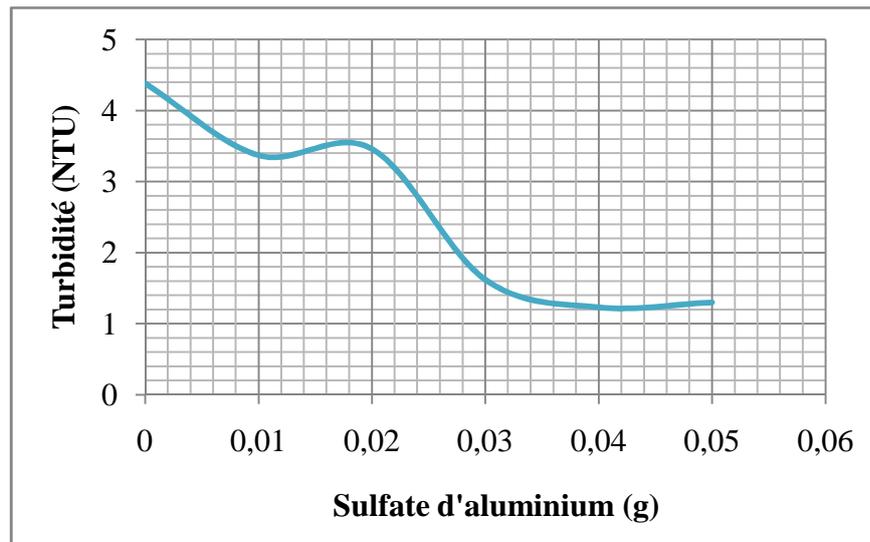


Figure 6: Variation de la turbidité en fonction de la variation des quantités de sulfate d'aluminium.

La figure 6 montre que la turbidité diminue de 4,38 NTU à 3,37 NTU après l'ajout d'une quantité de 0,01 g de sulfate d'aluminium, puis elle augmente légèrement à 3,46 NTU, ensuite elle diminue d'une manière rapide de 3,46 NTU à 1,23 NTU puis elle reste constante. L'allure de la courbe montre que l'optimum de la concentration du sulfate d'aluminium peut être fixé à 0,04 g/l, afin d'obtenir des floccs plus importants pour qu'ils puissent décanter facilement.

III.3.2. Optimisation de la vitesse d'agitation rapide

Le volume de jus de cactus est fixé à 1 ml.

La concentration de sulfate d'aluminium est fixée à 0,04 g/l.

L'étude se fait avec :

- Agitation rapide pendant 3 min.
- Vitesse d'agitation lente 30 tr/min pendant 15 min.
- Temps de décantation 30 min.

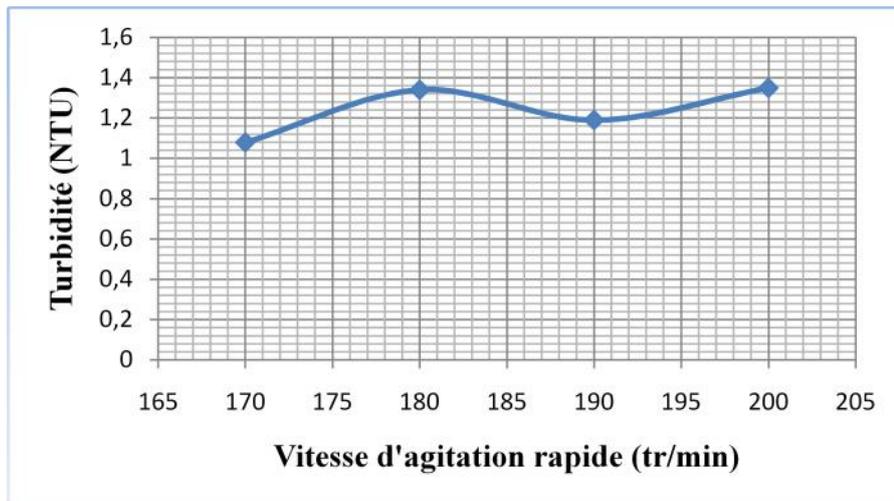


Figure 7: Variation de la turbidité en fonction de la variation de la vitesse d'agitation rapide.

La figure 7 montre que la turbidité est égale à 1,08 NTU pour une vitesse d'agitation rapide de 170 tr/min, puis elle augmente jusqu'à 1,34 NTU pour une vitesse de 180 tr/min, ensuite elle diminue une autre fois jusqu'à 1,19 NTU pour une vitesse de 190 tr/min. Elle augmente finalement jusqu'à 1,37 pour une vitesse de 200 tr/min. Donc la valeur optimale de la vitesse d'agitation rapide est de 170 tr/min pour une turbidité de 1,08 NTU.

III.3.3.Optimisation de la vitesse d'agitation lente

Le volume de jus de cactus est fixé à 1 ml.

La concentration de sulfate d'aluminium est fixée à 0,04 g/l.

L'étude faite avec:

- Une vitesse d'agitation rapide 170 tr/min pendant 3 min.
- Une agitation lente pendant 15 min.
- Un temps de décantation 30 min.

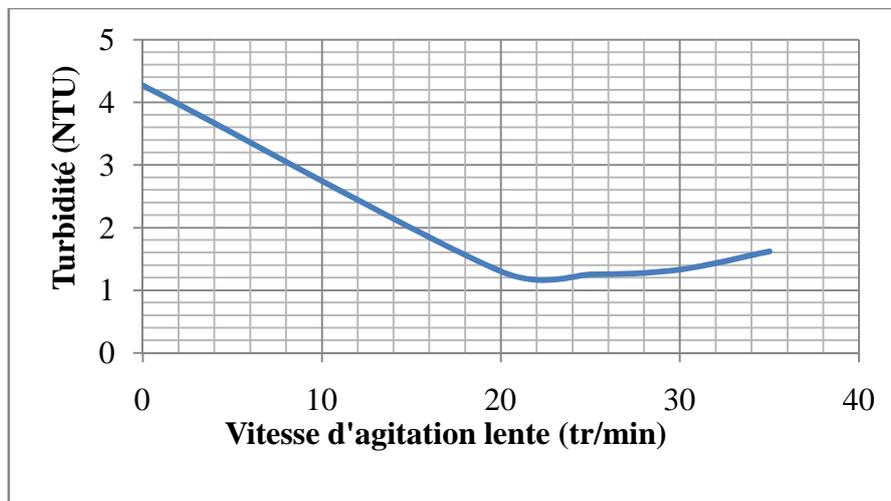


Figure 8: Variation de la turbidité en fonction de la variation de la vitesse d'agitation lente.

Le graphe de la figure 8 montre une diminution rapide de la turbidité de 4,27 NTU à 1,25 NTU avec l'augmentation de la vitesse d'agitation lente. La courbe montre que la valeur optimale de la vitesse d'agitation lente est de 25 tr/min pour une turbidité de 1,25 NTU, puis elle augmente légèrement jusqu'à 1,62 NTU pour une vitesse de 35 tr/min.

III.3.4. Optimisation du temps d'agitation de l'étape lente

Le volume de jus de cactus est fixé à 1 ml.

La concentration de sulfate d'aluminium est fixée à 0,04 g/l.

L'étude est réalisée avec:

- Une vitesse d'agitation rapide de 170 tr/min pendant 3 min.
- Une vitesse d'agitation lente de 25 tr/min.
- Un temps de décantation de 30 min.

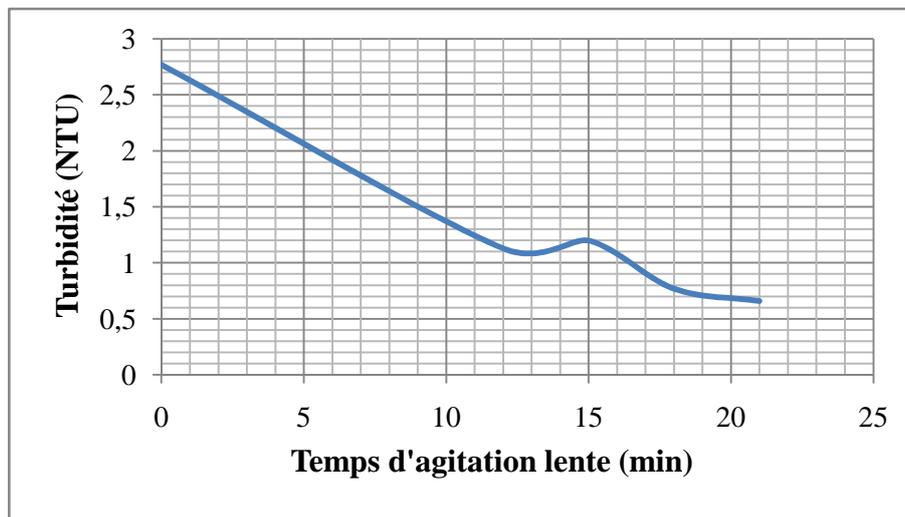


Figure 9: Variation de la turbidité en fonction de la variation de temps d'agitation lente.

D'après la figure 9, l'augmentation de temps d'agitation lente a diminué la turbidité de 2,77 NTU à 0,66 NTU, puis on observe une légère augmentation jusqu'à 1,2 NTU pour un temps d'agitation de 15 min. Après, elle diminue pour atteindre 0,66 NTU pour un temps d'agitation de 21 min. Ce qui est considéré comme un optimum.

III.3.5. Optimisation du temps de décantation

Le volume de jus de cactus est fixé à 1 ml.

La concentration de sulfate d'aluminium est fixée à 0,04 g/l.

L'étude est réalisée avec:

- Une vitesse d'agitation rapide de 170 tr/min pendant 3 min.
- Une vitesse d'agitation lente de 25 tr/min pendant 21 min.
- Un temps de décantation variable.

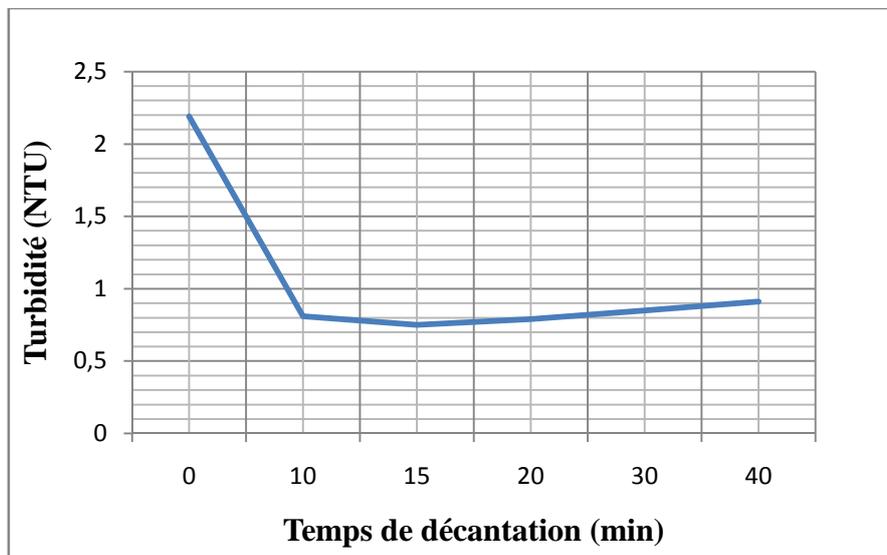


Figure 10: Variation de la turbidité en fonction de la variation de temps de décantation.

Les résultats de la figure 10 montrent que la turbidité de l'eau diminue rapidement de 2,19 NTU à 0,81 NTU pour un temps de décantation de 10 min, puis elle continue à diminuer légèrement jusqu'à 0,75 NTU pour un temps de 15 min, ensuite elle augmente avec l'augmentation du temps de décantation jusqu'à 0,91 NTU pour un temps de décantation de 40 min.

Donc la valeur optimale de temps de décantation de l'échantillon d'eau est de 15 min pour une turbidité de 0,75 NTU.

III.4. Analyses bactériologiques

La lecture des résultats des analyses bactériologiques des eaux d'oued Agrioune avant (échantillon 1) et après (échantillon 2) le traitement est effectué après 48 h de l'analyse (voir tableau 5).

Tableau 5: Fiche de lecture des analyses bactériologiques des eaux d'oued Agrioune.

| | | BCPL | SCH | ROTHE | EVA | ASR |
|--------------------------------|---------------|-------------|------------|--------------|------------|-----------------|
| 1^{er} Ech | 10 ml | +3 | +3 | +3 | +3 | Présence |
| | 1ml | +3 | +3 | +3 | +3 | |
| | 0,1 ml | +3 | +3 | +3 | +3 | |
| 2^{ème} Ech | 10 ml | +3 | +3 | +2 | +2 | Présence |
| | 1 ml | +3 | +3 | +3 | +2 | |
| | 0,1ml | +3 | +3 | +3 | +2 | |

Cette fiche de lecture (tableau 5) doit être comparée avec la table de Mac Grady (NPP) afin de déterminer le nombre de germes présente dans chaque échantillon.

Tableau 6: Résultats des analyses bactériologiques des eaux d'oued Agrioune.

| Germes recherché | 1^{er} Echantillon | 2^{ème} Echantillon | Normes algériennes |
|-----------------------------|-----------------------------------|------------------------------------|---------------------------|
| Coliformes totaux | 1400 UFT | 1400 UFT | 00 |
| Coliformes fécaux | 1400 UFT | 1400 UFT | 00 |
| Streptocoques fécaux | 1400 UFT | 28 UFT | 00 |
| ASR (Clostridium) | 28 UFT | 14 UFC | 00 |

III.4.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux

Après une incubation à 37°C pendant 48 h, on remarque le virage du milieu pourpre au jaune avec production de gaz (1/10 du volume de la cloche de Durham). Donc il ya la présence de coliformes totaux, qui n'est pas conforme à la norme algérienne de potabilité.



Figure 11: Tube BCPL positif (présence des coliformes totaux).

On passe au test confirmatif et après 24 h d'incubation à 44°C on observe la présence de gaz dans la cloche et l'apparition d'un anneau rouge dans le tube qui indique la présence de coliformes fécaux (*Escherichia coli*).

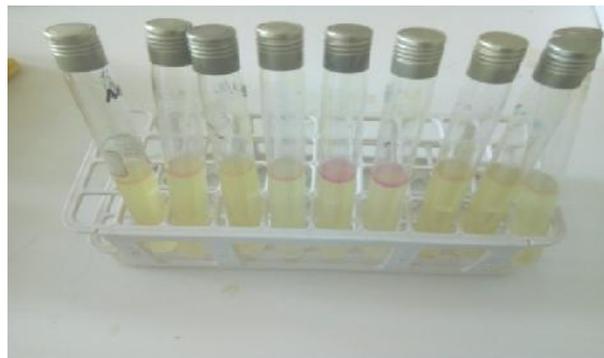


Figure 12: Tubes de Schubert positifs (présence des coliformes fécaux).

La présence des coliformes totaux et fécaux dans l'échantillon 1 et 2 confirme selon les normes algériennes de potabilité la présence d'une contamination fécale ancienne, car les coliformes se retrouvent dans les intestins et les excréments des animaux à sang chaud.

III.4.2. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

On remarque après une incubation de 48 h à 37°C que tous les tubes présentent un trouble (tubes positifs). Ce qui exprime la présence des streptocoques.

Après le test confirmatif il ya une formation d'un trouble et d'une pastille blanchâtre au fond des tubes (présence de streptocoques fécaux) et selon la réglementation algérienne, l'eau potable ne doit pas contenir des streptocoques fécaux dans 100 ml.



Figure 13: Tubes d'EVA positifs (présence des streptocoques fécaux).

III.4.3. Recherche et dénombrement des clostridium sulfito-réducteur

On observe des colonies noires (spores) qui indiquent la présence des clostridium sulfito-réducteurs qui sont souvent considérés comme des témoins de pollution fécale.



Figure 14 : Tubes de VF positifs (présence des clostridium sulfito réducteur).

Les résultats des analyses bactériologiques des eaux étudiées ne sont pas conformes aux normes Algérienne, ils ont montré la présence des germes responsables de la contamination fécale.

Conclusion

Conclusion

L'étude réalisée au cours de ce mémoire a pour but l'évaluation de la qualité organoleptique, physico-chimique et bactériologique des eaux de l'oued Agrioune, région de Souk El Tenine, wilaya de Bejaia, ayant subies un traitement au sulfate d'aluminium en présence du jus de cactus. Dans ce travail on a utilisé la méthode de coagulation-floculation avec Jar-test. Le traitement a pour but la potabilisation des eaux brutes de l'oued.

Le traitement par coagulation-floculation a consisté en une optimisation de la concentration du coagulant (jus de cactus) et du floculant (sulfate d'aluminium), ainsi que les vitesses d'agitation rapide et lente, le temps d'agitation lent et le temps de décantation.

Cette étude montre qu'après le traitement de l'eau brute, tous les paramètres physico-chimiques étudiés (température, potentiel d'hydrogène, conductivité électrique, turbidité, dureté totale, phosphate, ammonium, chlorure et les nitrites) obtenus ont une concentration inférieure aux normes fixées par la réglementation Algérienne de l'eau potable, à l'exception des nitrites qui s'écartent de la norme acceptable. Les teneurs de l'oxygène dissous et de la DCO ne sont pas indiquées dans la réglementation Algérienne de potabilité de l'eau et la teneur de la DBO₅ a été comparée aux normes de l'OMS de l'eau potable. De même, les résultats de l'analyse bactériologique montrent une contamination alarmante. Cette contamination se manifeste par des valeurs dépassant largement les normes Algériennes malgré les traitements subis par l'eau. La nature de germes rencontrés et leur quantité révèle une pollution par des matières fécales humaines ou animales. Ces germes pathogènes incluent notamment les coliformes totaux et fécaux, les streptocoques fécaux et les clostridium sulfite-réducteurs, qui doivent être exclus totalement de l'eau potable, selon les normes algériennes.

D'une manière générale les eaux de l'oued Agrioune étudiées ne sont pas recommandables pour la consommation humaine. Car elles, selon les résultats d'analyse bactériologique, elles ne sont pas de bonne qualité. Leur consommation est conditionnée par des traitements additionnels rigoureux.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Adjelane M. & Bourebaa k. (2018). Analyse physico-chimique et bactériologique des eaux d'alimentation de quelques réservoirs de la ville de Bejaia cas du réservoir Egzib et réservoir central. Bejaia-Algérie. Mémoire de master. Université de Bejaia.

André M. & Christophe H. (2004). Hydrologie : Une science de la nature. *Presses Polytechniques et Universitaires Romandes*. 36-37 pp.

Assaad A. (2014). Pollution anthropique de cours d'eau : caractérisation spatio-temporelle et estimation des flux. Thèse de doctorat. Université de Lorraine.

Ayad W. (2017). Évaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux souterraines : cas des puits de la région D'el –Harroch wilaya de Skikda. Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhtar – Annaba. 15-16pp.

Belhadj M.Z. (2017). Qualité des eaux de surface et leur impact sur l'environnement dans la Wilaya de Skikda thèse de doctorat. Université Mohamed Khider-Biskra. 64pp.

Dahmani L. & Dermouche V. (2015). Caractérisation hydro-chimique des eaux des sources Karstiques de la région Est de Béjaia. Mémoire de master. Université de bejaia. 3pp.

Desjardins R. (1997). Le traitement des eaux. Presses inter Polytechnique.

Iriout H. & Kraine K. (2017). Comparaison quantitative et qualitatives d'élimination d'azote et du phosphore dans les deux STEP : Ain Tolba et Ain El Houtz. Mémoire de master. Université Abou Bekr Belkaid-Tlemcen. 7pp.

Khettaf S. (2018). Évaluation physico-chimique de l'eau d'un barrage et proposition d'un traitement adapté pour une eau de haute qualité. Thèse de doctorat. Université El-Hadj Lakhdar - BATNA 1.

Koller E. (2004). Traitement des pollutions industrielles : eau, air, déchets, sols, boues. Edition DUNOD. 23-24pp.

Manéglier H. & Schleiss M. (2000). *L'ABCdaire de l'eau*. Flammarion. 60-61 pp.

Potelon J.L. & Zysman K. (1998). Le guide des analyses d'eau potable, la lettre du cadre territorial.

Rodier J., Basin C., Broutin J., Chambon P., Champsaur H., Rodi I. (2005). L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, chimie, physico-chimie, microbiologie, biologie, interprétation des résultats. Ed Dunod paris.

Rodier J., & Legube B., Merlet N. (2009). *L'analyse de l'eau*. 9^{ème} édition, Ed. Dunod, paris.

Semsari S.(2016). Les eaux naturelles: Chimie, équilibres fondamentaux, pollutions.

Sigg L., Behra P., Stumm W. (2014). Chimie des milieux aquatiques-5e édition: Cours et exercices corrigés. Dunod. 12pp.

Zaimeche S. (2015). Contribution à l'étude de l'action d'agents polluants sur des végétaux bioindicateurs. Thèse de doctorat Université frères Mentouri Constantine.16pp.

Zouag B. & Belhadj Y. (2017). Analyse physico-chimique et bactériologiques et parasitologique de l'eau de mer traitée par la station de dessalement de Souk Tleta Tlemcen. Mémoire. Université Abou Bekr Belkaid.

Annexes

Annexe I : Solutions utilisées lors de l'analyse

Détermination de la dureté totale

Solution tampon pH = 10:

- Chlorure d'ammonium (NH_4Cl) (67,5 g).
- Ammoniaque ($d = 0,925$) (570 ml).
- Sel disodique de magnésium de l'EDTA ($\text{C}_{10}\text{H}_{12}\text{N}_2\text{O}_8\text{Na}_2\text{Mg}$) (5 g).
- Eau déionisée (q.s.p 1000 ml).

Solution d'EDTA :

- Sel disodique de l'acide éthylène diamine tétracétique (3,725 g).
- Eau déionisée (q.s.p 1000 ml).

Détermination des chlorures

Solution de nitrate d'argent à 0,1 N :

- AgNO_3 (16,987 g).
- H_2O distillée (q.s.p 1000 ml).

Solution de chromate de potassium à 10 % :

- K_2CrO_4 (10 g).
- H_2O distillée (q.s.p 1000 ml).

Annexe II : Matériels utilisés



Turbidimètre portatifs de marque HANNA



Oxymetre-Conductivimetre-pH-mètre



Balance analytique



Appareil Jar-test



Réacteur (CR 2200)



Spectrophotomètre



Etuve



Dessicateur



Dispositif de filtration sous vide



DBO-mètre



Incubateur

Annexe III: Conservation des échantillons (Rodier et al. 2009)

| Paramètre analysé | Réceptient | Technique de conservation | Volume minimum du prélèvement (ml) | T de conservation (C) | Effectuer la mesure avant |
|-----------------------------|--------------|---|------------------------------------|-------------------------|---------------------------|
| DCO | P ou V | Acide sulfurique q.s.p.pH<2 | 100 | 4 | 1mois |
| | P | Congeler | 100 | -20 | 1 mois |
| DBO | P ou V | Remplir complètement | 1000 | 4 | 1mois |
| | P | Congeler | 1000 | -20 | 1 mois |
| Dureté | P ou V | Acide nitrique q.s.p. pH<2 | 100 | - | 1mois |
| Chlorures | P ou V | 0 | 100 | - | 1mois |
| MES | P ou V | 0 | 500 | 4 | 48 h (obsc.) |
| Nitrites | P ou V | 0 | 200 | 4 | 24 h (obsc.) |
| Phosphates | P ou V | 0 | 250 | 4 | 24 h (obsc.) |
| Ammonium | P ou V | 0 | 200 | 4 | 48 h (obsc.) |
| Coliformes totaux | P ou V | Flacons steriles (en presence d'une eau traitee par un oxidant ajouter avant sterilisation 5 goutes d'une solution de thiosulfate de sodium a 10% | 250 | 4 | 24 h (obsc.) |
| Coliformes fécaux | P ou V | | 250 | 4 | 24 h (obsc.) |
| Streptocoques fécaux | P ou V | | 250 | 4 | 24 h (obsc.) |

Annexe IV: Les résultats des essais de Jar-test.

- Optimisation des volumes de jus de cactus

| Volumes (ml) | Trb (NTU) |
|--------------|-----------|
| 1 | 2,94 |
| 2 | 2,97 |
| 3 | 3,13 |
| 4 | 3,26 |
| 5 | 3,56 |
| 6 | 3,41 |
| 7 | 3,21 |
| 8 | 3,4 |
| 9 | 3,56 |
| 10 | 3,42 |

- Optimisation de la concentration de (sulfate d'aluminium)

| | | | | | |
|-----------|------|------|------|------|------|
| C (g/l) | 0,01 | 0,02 | 0,03 | 0,04 | 0,05 |
| Trb (NTU) | 3,37 | 3,46 | 1,62 | 1,23 | 1,3 |

- Optimisation de la vitesse d'agitation de l'étape rapide

| | | | | |
|-------------------------|------|------|------|------|
| V ₁ (tr/min) | 170 | 180 | 190 | 200 |
| Trb (NTU) | 1,08 | 1,34 | 1,19 | 1,37 |

- Optimisation de la vitesse d'agitation de l'étape lente

| | | | | |
|-------------------------|-----|------|------|------|
| V ₂ (tr/min) | 20 | 25 | 30 | 35 |
| Trb (NTU) | 1,3 | 1,25 | 1,33 | 1,62 |

- Optimisation du temps d'agitation de l'étape lente

| | | | | |
|----------------------|------|-----|------|------|
| T ₂ (min) | 12 | 15 | 18 | 21 |
| Trb (NTU) | 1,13 | 1,2 | 0,77 | 0,66 |

- Optimisation du temps de décantation

| | | | | | |
|-----------|------|------|------|------|------|
| T (min) | 10 | 15 | 20 | 30 | 40 |
| Trb (NTU) | 0,81 | 0,78 | 0,79 | 0,85 | 0,91 |

Annexe V : Indice NPP combinaisons de résultats positifs obtenus avec 3 portions de 10 ml -3 portions de 1 ml-3portions de 0,1ml (table de Mac Grady).

| Nombre de tube donnant une réaction positive(+) | | | NPP dans 100 ml |
|---|-----------------|-------------------|-----------------|
| 3 tubes de 10 ml | 3 tubes de 1 ml | 3 tubes de 0,1 ml | |
| 0 | 0 | 1 | 3 |
| 0 | 1 | 0 | 3 |
| 1 | 0 | 0 | 4 |
| 1 | 0 | 1 | 7 |
| 1 | 1 | 0 | 7 |
| 1 | 1 | 1 | 11 |
| 1 | 2 | 0 | 11 |
| 2 | 0 | 0 | 9 |
| 2 | 0 | 1 | 14 |
| 2 | 1 | 0 | 15 |
| 2 | 1 | 1 | 20 |
| 2 | 2 | 0 | 21 |
| 2 | 2 | 1 | 28 |
| 3 | 0 | 0 | 23 |
| 3 | 0 | 1 | 39 |
| 3 | 0 | 2 | 64 |
| 3 | 1 | 0 | 43 |
| 3 | 1 | 1 | 75 |
| 3 | 1 | 2 | 120 |
| 3 | 2 | 0 | 93 |
| 3 | 2 | 1 | 150 |
| 3 | 2 | 2 | 210 |
| 3 | 3 | 0 | 240 |
| 3 | 3 | 1 | 460 |
| 3 | 3 | 2 | 1100 |
| 3 | 3 | 3 | 1400 |

Annexe VI : Les milieux de culture et les réactifs utilisés pour préparer 1 l de milieu dans les analyses bactériologiques.

1. BCPL : bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol pour la recherche des coliformes.

- **A double concentration :**

Peptone (10 g).

Extrait de viande (6 g).

Lactose (10 g).

Pourpre de bromocrésol (25 g).

Eau distillée (1000 ml).

Autoclavage pendant 20 min à 120 C

pH = 6,7.

- **A simple concentration :**

Peptone (5 g).

Extrait de viande (3 g).

Lactose (5 g).

Pourpre de bromocrésol (10,5 g).

Eau distillée (1000 ml).

Autoclavage pendant 20 min à 120 C.

pH = 6,7.

2. Schubert : milieux indole-mannitol pour la recherche des coliformes fécaux.

Tryptophane (0,2 g).

Acide glutamique (0,2 g).

Sulfate de magnésium (0,7 g).

Sulfate d'ammonium (0,4 g).

Citrate de sodium (0,5 g).

Chlorure de sodium (2 g).

Peptone (10 g).

Mannitol (7,5 g).

Phosphate disodique (4 g).

Phosphate mono potassique (0,6 g).

Eau distillée (1000 ml).

Autoclavage pendant 10 min à 115 C.

pH = 7,6.

3. Rothe: pour la recherché et le dénombrement des streptocoques fécaux.

- **A double concentration :**

Peptone (40 g).

Glucose (10 g).

Chlorure de sodium (10 g).

Phosphate bi potassique (5,4 g).

Phosphate mono potassique (5,4 g).

Azide de sodium (0,4 g).

Eau distillée (1000 ml).

Autoclavage pendant 15 min à 121 C.

pH = 6,8-7.

- **A simple concentration :**

Peptone (20 g).

Glucose (5 g).

Chlorure de sodium (5 g).

Phosphate bi potassique (2,7 g).

Phosphate mono potassique (2,7 g).

Azide de sodium (0,2 g).

Eau distillée (1000 ml).

Autoclavage pendant 15 min à 121 C.

pH = 6,8-7.

4. EVA-Litsky : milieu au bouillon à l'Azide et à l'Ethyl-Violet.

Peptone (20 g).

Glucose (5 g).

Chlorure de sodium (5 g).

Phosphate bi potassique (2,7 g).

Phosphate mono potassique (2,7 g).

Azide de sodium (0,3 g).

Ethyl-Violet (0,5 g).

Eau distillée (1000 ml).

Autoclavage pendant 15 min à 121 C.

pH = 6,8-7.

5. VF (Viande Foie) : gélose solide pour la recherche et le dénombrement des clostridium sulfito-réducteurs :

Extrait de viande foie (30 g).

Glucose (2 g).

Amidon (2 g).

Gélose (12 g).

Eau distillée (1000 ml).

Autoclavage pendant 10 min à 115 C.

pH = 7,6.

Résumé

L'objectif général de cette étude est de mettre en évidence la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de l'oued Agrioune de la région de Souk El Tenine de la wilaya de Béjaia avant et après le traitement selon le procédé de coagulation-floculation par Jar-test afin de les potabiliser. Les résultats des analyses physico-chimiques montrent que certains des paramètres répondent aux normes admissibles par la recommandation Algérienne de l'eau potable et l'OMS, et d'autres s'écartent des valeurs recommandées. Sur le plan bactériologique les espèces concernées par cette étude peuvent donner une évaluation globale de la qualité bactériologique des eaux du site d'étude qui décèlent une forte contamination. Enfin, les résultats obtenus nous ont montré que l'eau échantillonnée est de mauvaise qualité pour la consommation humaine.

Mots clés : Eau ; oued ; Agrioune ; qualité ; analyse physico-chimique ; analyse bactériologique.

Summary

The general objective of this study is to highlight the physicochemical and bacteriological quality of the waters of Agrioune wadi in the Souk El Tenine region of the wilaya of Béjaia before and after the treatment using the coagulation-flocculation process by Jar-test in order to make them drinkable. The results of the physicochemical analyze show that the majority of the parameters before and after the treatment meet the standards admissible by the Algerian recommendation for drinking water and the WHO and others deviate from the recommended values. On the bacteriological level, the species concerned by this study can give an overall assessment of the bacteriological quality of the waters of the study site which alarms about contamination. Finally, the results obtained showed us that the sampled water is of poor quality for human consumption.

Keywords: Water; wadi; Agrioune; quality; physico-chemical analysis; bacteriological analysis.