

Remercîment

Ce travail a été effectué, a la station de traitement des eaux de Sidi Amar sous la direction de Monsieur FAKHAR MOUSSA, directeur de l'unité de Tipaza. Nous lui exprimons nos vifs remerciements de nous avoir donné la chance de faire notre stage de fin d'étude.

Nous remercions notre promoteur GHERNAOUT DJAMEL, Chargé de Cours au Département Génie des Procédés de l'Université SAAD DAHLAB de BLIDA, de nous avoir appris une nouvelle technologie sur le traitement des eaux. Nous ne saurons oublier ses grandes qualités humaines.

Nous remercions Monsieur AOUABED, A., Maître de Conférences au Département Génie des Procédés de l'Université SAAD DAHLAB de BLIDA, qui nous a bien enseigné l'art de traitement des eaux, d'avoir bien voulu présider ce jury.

Nous remercions Mademoiselle ZEDDAM, Chargée de Cours au même Département, d'avoir bien voulu juger ce travail.

Nous tenons à remercier Monsieur OUSSEDIK, Chargé de Cours au même Département, d'avoir bien voulu juger ce travail.

Nos vifs remerciements de nous avoir bien appris la rigueur scientifique.

Dédicace

Disposant d'une seule page, il m'est très difficile de dédier ce modeste travail tant sont nombreux les proches, amis ou famille, qui mériterai d'être cités.

Cependant, je tiens à commencer par les êtres qui me sont les plus chères au monde, ma mère, qui méritera - si cela pouvait suffire- la vie éternelle.

Un être aussi cher à moi, mon père. C'est la personne en qui je n'arrête pas de m'identifier, mais dont la bonté et l'attention me sont impossibles à égaler.

À Tous mes chers frères : Fethi et Halim ; je leur souhaite de la réussite et du succès dans leur vie,

À mes Chères sœurs : Souad et son mari Samir ainsi qu'à leurs enfants Wahid et Racime ; sans oublier ma petite sœur Amina, qui m'ont soutenu, encouragé et conseillé.

À tous mes cousins et cousines, paternelles et maternelles.

À toute personne ayant contribué à l'élaboration de ce travail, par un conseil, ou même un sourire.

ملخص

هذا العمل يهدف إلى دراسة الخصائص الفيزيائية والكيميائية والبيولوجية للمياه سد بوكردان، ولإيابة تبيازة ، مع الاهتمام الخاص بالنظر للعوالق النباتية. هذه الدراسة هي متابعة لفعالية تنفيذ طريقة التخثر المحسن في محطة معالجة المياه سيدي عمار من أجل جعل العلاج أكثر فعالية لإزالة الروائح والأذواق الخلفية التي تظهر خصوصا خلال فصل الصيف. أظهرت الدراسة مجموعة متنوعة من العوالق النباتية التي يمثلها 28 جنسا من بينها 22 نوعا، من العينات التي تم جمعها من مياه سد بوكردان. حددت خمسة أجناس مسؤولة عن الروائح والأذواق من بينها : *Pediastrum*، *Synedra*، *Scendesmus*، *Péridinium* و *Cyclotella*. وأظهرت طريقة التخثر المحسن نسبة إزالة الطحالب تتراوح ما بين 80 و 90 % في درجة الحموضة = (6) وجرعة تخثر = 15 ملغم / لتر من خلال تطبيق خطوة واحدة ، دون إضافة المكنث، دون المعالجة بالكلور، والترشيح، و لهذا ، سمح للتخثر التقليدي أن يكون لدينا خفض نسبة الطحالب 67-78 % عند pH أكبر من 7 وجرعة تخثر هو 15 ملغ / لتر.

كلمات مفتاحية: العوالق النباتية، والطحالب، معالجة المياه ، والتخثر، وتحسين المواد العضوية الطبيعية.

RESUME

Ce travail a pour objectif d'étudier les paramètres physicochimiques et biologiques de l'eau du Barrage Boukerdène (BB), Wilaya de Tipaza, avec un intérêt particulier accordé au phytoplancton. En outre, cette étude concerne un suivi de l'efficacité de l'application de la méthode de coagulation améliorée (CA) au niveau de la Station de Traitement de l'Eau de Sidi-Amar (STESA) dans le but de rendre le traitement plus efficace pour l'élimination des arrières goûts et des odeurs désagréables qui apparaissent surtout au cours de la période estivale. L'étude taxonomique a montré une diversité du phytoplancton qui est représenté par 28 genres comprenant 22 espèces algales sur des échantillons prélevés à partir de l'eau du BB. Parmi les genres identifiés, cinq en sont responsables des goûts et odeurs désagréables : *Pediastrum*, *Synedra*, *Scendesmus*, *Cyclotella* et *Péridinium*. La méthode de CA a montré un pourcentage d'élimination des algues qui varie entre 80 et 90% pour un pH = 6 et la dose du coagulant = 15 mg/L par l'application d'une seule étape de traitement coagulation /floculation, sans ajouter le floculant, sans la filtration, et sans la chloration. Cependant, la CC nous a permis d'avoir un pourcentage d'abattement des algues de 67 à 78% pour un pH 7,40-8, et la dose du coagulant est 15 mg/L.

Mots clés : Phytoplancton ; Algues ; Traitement des eaux ; Coagulation améliorée ; Matière organique naturelle.

SUMMARY

This work aims to study the physicochemical and biological parameters of water from the Boukerdène Dam (BD), Wilaya of Tipaza, with particular interest given to the phytoplankton. In addition, this study is a follow-up of the effectiveness of the implementation of enhanced coagulation (EC) method at the Sidi-Amar Water Treatment Plant (SAWTP) in order to make treatment more effective for the removal of rear tastes and odours that appear especially during the summer. The study showed a taxonomic diversity of phytoplankton which is represented by 28 genera including 22 species of algal samples collected from water BD. Among the genera identified, five are responsible for tastes and odours: *Pediastrum*, *Synedra*, *Scendesmus*, *Cyclotella* and *Péridinium*. The method of EC showed a percentage of removal of algae varies between 80 and 90% at pH = 6 and the coagulant dose = 15 mg/L by applying one step of coagulation-flocculation treatment without adding the flocculant, without filtration, and without chlorination. For this, the conventional coagulation allowed us to have a percentage reduction of algae from 67 to 78% at pH superior of 7 and the coagulant dose is 15 mg/L.

Keywords: Phytoplankton; Algae; Water treatment; Enhanced coagulation; Natural organic matter.

Sommaire

Liste des abréviations.

Liste des figures et des tableaux.

Introduction générale.....1

Partie théorique

Chapitre I : *Généralités sur les eaux de surface*

I. Généralités sur les eaux de surface.....	3
I.1 Introduction.....	3
I.2 Eaux de surface.....	3
I.3 Etude des paramètres physicochimiques des eaux de surfaces.....	3
I.3.1 Paramètres physiques.....	3
I.3.2 Paramètres de pollution.....	5
I.3.3 Minéralisation globale.....	6
I.3.4 Paramètres indésirables.....	7
I.4 Etude bactériologique.....	8
I.4.1 Bactéries responsables de contamination d'origine fécales.....	8
I.4.1.1 Coliformes.....	8
I.4.1.2 Escherichia coli.....	8
I.4.1.3 Streptocoques fécaux.....	8
I.5 Etude algale.....	9
I.5.1 Phytoplancton.....	9
I.5.1.1 Algues.....	9
I.5.1.2 Classification.....	10
I.5.1.3 Problèmes posés par les algues dans la production d'eau potable.....	12

I.6 Traitement des eaux de surface.....	12
I.6.1 Matières colloïdales.....	13
I.6.2 Traitement classique.....	13
I.6.2.1 coagulation.	13
I.6.2.2 Définition du coagulant.....	13
I.6.2.3 Définition de la floculation.....	13
I.6.2.4 Définition de la coagulation améliorée.....	14
I.6.2.5 Décantation.....	14
I.6.2.6 Filtration.....	14
I.6.2.7 Désinfection.....	14
I.7 Présentation générale de la station.....	14
I.7.1 Site géographique.....	14
I.7.2 Capacité de traitement.....	15
I.7.3 Origine des eaux brutes.....	15
I.7.4 Description de l'installation.....	15
I.7.4.1 Cascade d'aération.....	15
I.7.4.2 Bassin de mélange rapide.....	15
I.7.4.3 Floculation.....	16
I.7.4.2 Décantation lamellaire.....	16
I.7.4.3 Filtres.....	17
I.7.4.4 Réservoir.....	17

Chapitre II : *Matériels et méthodes*

II.1 Introduction.....	18
II.2 Echantillonnage.....	18
II.3 Méthodes d'analyses.....	18
II.3.1 Analyse physiques.....	18
II.3.1.1 Température.....	18
II.3.1.2 pH.....	18
II.3.1.3 Turbidité.....	18
II.3.1.4 Conductivité.....	18

II.3.2 Analyses chimiques.....	18
II.3.2.1 Matière organique.....	19
II.3.2.3 Calcium et magnésium.....	19
II.3.2.4 Chlorure.....	20
II.3.2.5 Bicarbonates.....	20
II.3.3 Analyses photométriques.....	21
II.3.3.1 Phosphates.....	21
II.3.3.2 Sulfate.....	21
II.3.3.3 Aluminium.....	22
II.3.3.4 Fer.....	22
II.3.4 Analyses bactériologiques.....	22
II.3.4.1 Mode de prélèvement	22
II.3.4.2 Méthode d'analyse.....	22
II.3.4.3 Dénombrement des coliformes totaux et des coliformes fécaux.....	22
II.3.4.4 Dénombrement des streptocoques fécaux.....	23
II.3.5 Analyse algale.....	24
II.3.5.1 Conservation et stockage.....	24
II.3.5.2 Analyse quantitative de phytoplancton.....	24
II.3.5.3 Analyse qualitative de phytoplancton.....	24
II.3.6 Jar-test.....	25

Chapitres III : *résultats et discussions.*

III. Résultats et discussions.	
III. 1 Introduction.....	27
III. 2 Résultats des analyses physicochimiques.....	27
III. 2.1 Suivi du pH et la température du BB.....	28
III. 2.2 Suivi de la turbidité de l'eau du BB.....	28
III. 2.1.3 Suivi de la MON du BB.....	30
III.2.4 Contrôle chimique.....	32
III .2.4.1 Suivi de la réduction de la turbidité par CA.....	32

III .2 .4.2 Suivi de la réduction de la MON par CA.....	36
III .2.4.3 Suivi des paramètres indésirable.....	38
III .2.4.4 Suivi de la minéralisation globale.....	44
III .2.5 Etude bactériologique.....	51
III. 2.6 Etude algale.....	53
Discutions générales.....	59
Conclusion.....	61

Références bibliographiques

- [1] (a) M. Bouziane, Utilisation rationnelle des ressources en eau conventionnelles et non conventionnelles, Département de Génie de l'Environnement, Ecole Polytechnique, Mars 2002.
- (b) D. Ghernaout, A. Badis, G. Braikia, N. Mataam, M. Fekhar, B. Ghernaout, M.W. Naceur, A. Aouabed, A Study of enhanced coagulation for removal of algae in a typical Algeria water treatment plant (Sidi-Amar's Station, Tipaza), Les Enjeux de la Qualité dans le Secteur de l'Eau et de l'Assainissement en Algérie, Apport des Techniques Nucléaires (EQEAATN'10), Tipaza, Algeria, May 11-12 2010.
- [2] Anonyme 1 : Chimie de l'eau, www.lenntech.com/français/feedbackfr.htm.
- [3] D. McLachlan, Premiers principes de traitement des eaux, <http://www.fluxpro.com/electrostatic2/pdfs/Water%20Treatment%20White%20Paper.pdf>, 2000.
- [4] Anonyme 2 : Encyclopedie Encarta. 2009.
- [5] R. Desjardins, Traitement des eaux, Edition de l'Ecole Polytechnique Montréal, 1989.
- [6] Anonyme 3 : [www.oieau.fr/RéFEA/fiches/analyse de l'eau](http://www.oieau.fr/RéFEA/fiches/analyse%20de%20l'eau), 2005.
- [7] D. Ghernaout, B. Ghernaout, M.W. Naceur, Embodying the chemical water treatment in the green chemistry—A review, *Desalination* 271 (2011) 1–10.
- [8] J-L Potelon, Guide d'analyse d'eau potable, Paris, Lavoisier, 1998.
- [9] Anonyme 4 : www.oieau.fr/communication, 2005.
- [10] M. Tardat-Henry, J-P. Beaudry, Chimie des eaux, 2^{ème} édition, Edition le Griffon d'Argile, 1992.

- [11] Ladjel, Cahier de formation, Contrôle des paramètres physicochimiques et biologiques d'une eau de consommation, Tizi Ouzou, Centre de Formation aux Métiers de l'Eau de Tizi Ouzou, Algérienne des Eaux, 2005.
- [12] F. Berné, J. Cordonnier, Traitement des eaux-Epuration des eaux résiduaires de raffinage, Paris, 2^{ième} tirage, Edition technique, 1991.
- [13] D. Ghernaout, B. Ghernaout, A. Saiba, A. Boucherit, A. Kellil, Removal of humic acids by continuous electromagnetic treatment followed by electrocoagulation in batch using aluminium electrodes, *Desalination* 239 (2009) 295–308.
- [14] J. Rodier, L'analyse de l'eau-eaux naturelles-eaux résiduaires-eau de mer, 8^{ième} Edition, Edition Dunod, 1996.
- [15] N. Boufaliah, A. Benyoucef, Contribution à l'étude de la qualité des eaux potables de la commune d'Ouled Yaich (W. Blida), Mémoire de fin d'étude, Département de Chimie Industrielle, Université de Blida, 1995.
- [16] Notice d'exploitation de la station Sidi-Amar (V₀-28-06-00).
- [17] Fiche technique rédigé par l'équipe technique de REFEA sous thème : Analyses physicochimiques, [www.oieau.fr/RÉFEA/fiches/analyse de l'eau](http://www.oieau.fr/RÉFEA/fiches/analyse%20de%20l'eau).
- [18] Hydrogéologie, www.univpau.fr/~revaux/enseignement/hydro/hydro.htm#porosite
- [19] S. Bouguerra, Extraction, caractérisation et aptitude à la coagulation/floculation de la matière organique des eaux du Barrage Ghrib (Médéa), Thèse de Magistère, Département de Chimie Industrielle, Université de Blida, 2001.
- [20] S. Germain, Traitement des eaux, 5^{ème} Edition, Edition Dunod, 1977.
- [21] Norme Internationale, ISO, recherche et dénombrement des *Escherichia coli* et des bactéries coliformes, méthode par filtration sur membrane, 2000.
- [22] H. Prescott, Klein, Microbiologie, Bruxelles, 1995.
- [23] P. Singleton, Bactériologie, 4^e Edition, Edition Dunod, 1999.
- [24] J. Pelmont, Bactéries et environnement, 1993.
- [25] ONEP, Office National de l'eau potable, les algues dans les ressources de barrage utilisées pour la protection d'eau potable au Maroc, 1995.

- [26] C. Leveque, Ecosysteme aquatiques, 1995.
- [27] C. Haslay, H. Leclerc, Microbiologie des eaux d'alimentation, Paris, Lavoisier, 1993.
- [28] P. Bourrelly, Les algues d'eau douce, Tome 1, Les algues vertes, Paris, Editions N. Boubée & Cie, 1972.
- [29] D. Champiat, J.P.Larpen, Biologie des eaux, 1988.
- [30] P. Bourrelly, Les algues d'eau douce, Tome 2, Les algues jaunes et brunes, Paris, Editions N. Boubée & Cie, 1981.
- [31] H. Meglouli, A. Rabhi, Etude de comportement et de la biodiversité algale au niveau du Barrage de Keddara, Mémoire de Fin d'Etude, Département de Biologie, Université M'hamed Bougarra, 2007.
- [32] Y.P Bourrelly, Les algues d'eau douce, Tome 3, Les algues bleues et rouges, Paris : Editions N Boubée & Cie, 1981.
- [33] A. Kettab, Traitement des eaux, Alger, OPU, 1992.
- [34] D. Ghernaout, Étude électrophysicochimique de la coagulation de la matière minérale (bentonite) et de la matière organique (acide humique), Thèse de magistère, Département de Chimie Industrielle, Université de Blida, 1997.
- [35] H. Godar, Techniques d'ingénieur, Volume W1, Chapitre eau de distribution, code : G1171, Edition Paris, 2003.
- [36] C. Cardot, Génie de l'environnement – les traitements de l'eau - procédés physico-chimiques et biologiques, Editions Ellipses, 1999.
- [37] V. Uyak, I. Toroz, Disinfection by-product precursors reduction by various coagulation techniques in Istanbul water supplies, J. Hazard. Mater. 141 (2007) 320–328.
- [38] A. Aouabed, extraction , caractérisation et aptitude à la coagulation floculation de la matière organique naturelle des eaux de barrage de Keddara (Algérie), Thèse de doctorat d'état, Génie des procédés, Université Saad Dahleb de Blida, 2003.
- [39] B. Ghernaout, D. Ghernaout, A. Saiba, Algae and cyanotoxins removal by coagulation/flocculation: A review, Desalination Water Treat. 20 (2010) 133–143.
- [40] D. Ghernaout, A. Badis, B. Ghernaout, A. Kellil, Application of electrocoagulation in *escherichia coli* culture and two surface waters, Desalination 219 (2008) 118–125.

[41] A. Devez, Caractérisation des risques induits par les activités agricoles sur les écosystèmes aquatiques, thèse pour l'obtention de grade de docteur de l'ENGREF, spécialité : sciences de l'eau, Montpellier, Avril 2004.
(http://pastel.paristech.org/archive/00000775/01/Th%C3%A8se_A.Devez.pdf)

Listes des tableaux et des figures :

Liste des tableaux

Tableau 1 : Evolution mensuelle de la température et de pH d'eau brute.

Tableau 2. Répartition des différentes formes d'algues selon les classes.

Listes des Figures :

Figure 1 : variation de la turbidité au cours du Mois de Mai.

Figure 2 : variation de la turbidité au cours du Mois de Juin.

Figure 3: variation de la turbidité au cours du Mois de Juillet.

Figure 4 : variation de la turbidité au cours du Mois d'Aout.

Figure 5 : l'évolution de la MON pour le mois de Mai.

Figure 6 : l'évolution de la MON pour le mois de Juin.

Figure 7 : l'évolution de la MON au cours du mois de Juillet.

Figure 8 : l'évolution de la MON pour le mois d'Août.

Figure 9 : réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant.

Figure 10 : Réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant.

Figure 11 : Réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant.

Figure 12 : Réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant.

Figure 13 : Réduction de la MON (R_{MO}) en fonction de la dose du coagulant.

Figure 14 : Réduction de la MON en fonction de la dose du coagulant.

Figure 15 : Réductions de la MON en fonction de la dose du coagulant.

Figure 16 : Réduction de la MON en fonction de la dose du coagulant.

Figure 17 : la concentration d'aluminium résiduaire à différentes valeurs de pH de l'eau

Figure 18 : la concentration d'aluminium à différentes valeurs de pH.

Figure 19 : Concentration d'aluminium à différentes valeurs de pH.

Figure 20 : Concentration d'aluminium à différentes valeurs de pH.

Figure 21 : Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Figure 22 : Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Figure 23 : Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Figure 24 : Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Figure 25 : concentration de Ca^{2+} à différentes valeurs du pH.

Figure 26 : Concentration de Ca^{2+} à différentes valeurs du pH.

Figure 27 : Concentration de Ca^{2+} à différentes valeurs du pH.

Figure 28 : Concentration de Mg^{2+} à différentes valeurs du pH.

Figure 29 : Concentration de Mg^{2+} à différentes valeurs du pH.

Figure 30 : Concentration de Mg^{2+} à différentes valeurs du pH.

Figure 31 : Concentration de Cl^- à différentes valeurs du pH.

Figure 32 : Concentration de Cl^- à différentes valeurs du pH.

Figure 33 : Concentration de Cl^- à différentes valeurs du pH.

Figure 34 : Concentration de HCO_3^- à différentes valeurs du pH.

Figure 35 : Concentration de HCO_3^- à différentes valeurs du pH.

Figure 36 : Concentration de HCO_3^- à différentes valeurs du pH.

Figure 37 : Concentration de SO_4^{2-} à différentes valeurs du pH.

Figure 38 : Concentration de SO_4^{2-} à différentes valeurs du pH.

Figure 39 : Concentration de SO_4^{2-} à différentes valeurs du pH.

Figure 40 : réduction bactériale en fonction des valeurs du pH

Figure 41 : Réduction bactériale en fonction des valeurs du pH

Figure 42 : réduction bactériale en fonction des valeurs du pH

Figure 43 : dénombrement algal d'eau du BB.

Figure 44 : Répartition des algues récoltées du BB selon les embranchements.

Figure 45 : Le nombre d'espèces en fonction des différentes valeurs du pH.

Figure 46 : Pourcentage d'élimination des algues en fonction des différentes valeurs du pH.

Figure 47 : Nombre d'espèce en fonction des différentes valeurs du pH.

Figure 48 : pourcentage d'élimination des algues en fonction des différentes valeurs du pH.

Figure 49 : Nombre d'espèce en fonction des différentes valeurs du pH.

Figure 50 : Pourcentage d'élimination des algues en fonction des différentes valeurs du pH.

Figure 51 : Diagramme de solubilité dans l'eau de $Al(OH)_3$ (S) amorphe à 25°C.

INTRODUCTION

Dans le monde, les ressources en eau sont inégalement réparties. L'eau douce ne représente qu'1% du total des eaux présentes sur la Terre, le reste étant formé par les eaux salées, des mers et des eaux océans. L'eau douce est donc un capital limité, renouvelable mais fragile, car menacé par des contaminations croissantes, un gaspillage non limité, des pollutions urbaines et industrielles et des problèmes climatiques.

La plupart des ressources en eau, utilisées en Algérie pour nos divers besoins, proviennent des eaux de surface. Les sources d'eau de surface sont beaucoup moins sûres que les sources d'eau souterraines en termes de qualité. Ces eaux demandent, en règle générale, un traitement afin de les rendre potables. Le choix de procédés et de dispositifs de traitement devrait reposer sur une évaluation de la nature et de la qualité de l'eau à traiter, même la qualité désirée [1].

Dans ce travail, nous avons ciblé la Station de Traitement de l'Eau de Sidi-Amar (STESA), Wilaya de Tipaza, à cause des problèmes de goûts et d'odeurs désagréables, dus à la formation des micro-algues dans le Barrage de Boukerdène (BB) qui alimente la STESA en eau brute, au niveau de l'eau du robinet et de la mauvaise utilisation du charbon actif pendant l'été 2006 qui a provoqué une peur chez les consommateurs et la mise en question de la chaîne de traitement appliquée. Donc, nous avons essayé de proposer une solution plus efficace, moins coûteuse, facile à réaliser et avec un très faible risque. En fait, ce travail vient comme une suite à un travail déjà réalisé en 2007 sous l'encadrement de notre promoteur [1].

Pour réaliser ce travail, la procédure adoptée démarre tout d'abord par un contrôle de la charge d'eau brute, évalué en termes de matière organique naturelle (MON) et turbidité, issue du BB. Ensuite, nous allons faire des essais de jar test pour évaluer la faisabilité de l'application d'une nouvelle méthode à proposer à la STESA, à savoir la

coagulation améliorée (CA) comme une solution convenable et moins coûteuse pour résoudre les problèmes de la qualité de l'eau traitée à la STESA. Enfin, nous nous intéressons à la détermination des agents responsables des mauvaises odeurs en faisant une identification algale des espèces présentes dans l'eau du BB. Et en dernier lieu, une comparaison entre la CA et la coagulation classique en termes d'efficacité fera l'objet de la dernière partie de ce Mémoire de Fin d'Etude de Master qui est organisé en deux parties, une partie théorique et une partie expérimentale.

I. Généralités sur les eaux de surface

I. 1 Introduction

L'eau est un liquide très répandu à la surface du globe [2]. C'est la seule substance qui se trouve communément dans la nature en tant que solide, liquide et vapeur [3]. Les eaux sont en constante circulation sur la Terre et subissent des changements d'états. L'importance de ces modifications fait de l'eau le principal agent de transport d'éléments physiques, chimiques et biologiques [4].

I. 2 Eaux de surface

On peut répartir les eaux de surface en trois catégories, eaux de rivière (partie amont), eaux de rivière (partie aval) et eaux de lac.

- ❖ L'amont d'une rivière est en général dans une région montagneuse où la population est faible et les industries inexistantes.
- ❖ L'aval d'une rivière est en général situé dans une région où la population est dense, l'agriculture est développée et les industries sont plus ou moins nombreuses. Les eaux y sont donc habituellement de moins bonne qualité et plus difficiles à traiter qu'en amont.
- ❖ On peut considérer un lac comme un bassin naturel de décantation dont la période de rétention est longue, la turbidité de l'eau est donc faible et la contamination bactérienne habituellement peu importante [5].

I.3 Etude des paramètres physicochimiques des eaux de surfaces

I.3.1 Paramètres physiques

Les propriétés physicochimiques sont intéressantes pour le traitement de l'eau. Ces paramètres influent directement sur le processus de traitement des eaux [6].

I.3.1.1 Paramètres organoleptiques

- ❖ Couleur

Les eaux naturelles sont toujours plus ou moins colorées. Ses matières colorantes sont le plus souvent d'origine naturelle et proviennent de la dégradation de matières végétales [7].

❖ Goût et odeur

L'odeur a pour origine principale la présence des substances organiques volatiles (ester, alcool, et dérivées aromatiques) ou certains gaz (H_2S , SO_2) [8]. La présence de l'odeur et/ou de goût révèle la présence de microorganismes et peut indiquer un traitement inadéquat.

❖ Turbidité

Elle définit l'opalescence d'une eau due à la présence des colloïdes (argile, débris organiques, microorganismes) qui donnent un aspect trouble à l'eau [8]. La mesure de la turbidité permet de préciser les informations visuelles sur l'eau [6]. La turbidité des eaux brutes est éliminée par simple filtration ou mieux par coagulation/floculation suivie d'une décantation [8].

❖ Température

La température de l'eau est un paramètre de confort pour les usagers [6]. Pour les eaux de surface elle est très variable selon les saisons et peut passer de $2^{\circ}C$ en hiver à $30^{\circ}C$ en été. Une température supérieure à $15^{\circ}C$ peut accélérer la croissance des microorganismes; ces derniers peuvent à leurs tours aggraver les problèmes de goût, d'odeur, et de couleur [9].

❖ pH

Le pH est lié à la concentration des ions H_3O^+ . Il traduit la balance acido-basique [6] de l'eau ; il conditionne les équilibres physicochimiques, en particulier, l'équilibre calcocarbonique. Le pH d'une eau naturelle dépend de l'origine de celle-ci et de la nature des terrains traversés. Certaines eaux superficielles ont parfois un pH s'élevant brutalement en été; il se situe généralement dans la plupart des eaux brutes entre 6,5-8,5.

Pour les traitements correcteurs du pH :

- Abaissement du pH :

- ajout de solution acide,
- injection de gaz carbonique.

- Elévation du pH :

- filtrations sur matériaux alcalino-terreux,
- injection d'un réactif : chaux vive, carbonate de calcium.

❖ Conductivité

La conductivité mesure la capacité de l'eau à conduire le courant électrique entre deux électrodes. La plupart des matières dissoutes dans l'eau se trouvent sous forme d'ions ou particules chargées électriquement [6]. La conductivité en tant que telle n'a pas d'effet sur la santé, cependant elle peut entraîner selon les cas un goût salé [8].

I.3.2 Paramètres de pollution

❖ Matières oxydables

Dans les eaux naturelles, les matières oxydables (MO) représentent plusieurs familles de composés parmi lesquelles on peut citer les acides carboxyliques et les hydrates de carbones. On mesure préférentiellement les MO d'origine végétale ou animale en milieu acide [12]. L'opération consiste à mesurer, en milieu acide et en milieu alcalin, la quantité d'oxygène utilisée pour la réduction du permanganate de potassium par les matières organiques d'origine animale et végétale contenues dans une eau [13].

❖ Nitrates et nitrites

Les nitrates se retrouvent en faible concentration dans les eaux naturelles [14]. En particulier, les eaux de surface qui souvent ne contiennent pas plus de 10 mg/L. Les nitrates en excès contribuent avec d'autres éléments nutritifs à l'eutrophisation des eaux de surface [15].

❖ Azote ammoniacal

L'ammonium (NH_4^+) peut provenir d'une dénitrification biochimique due aux microorganismes réducteurs [17].

❖ 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. Ils jouent un rôle important dans le développement des algues, ils sont susceptibles de favoriser leur multiplication dans les réservoirs, les grosses canalisations et les lacs, où ils contribuent à l'eutrophisation [17].

❖ Oxygène dissous

L'eau contient toujours de l'oxygène dissous dont la concentration varie avec la température et la pression partielle de l'air. La teneur en oxygène diminue avec la profondeur de l'eau [8]. La concentration en oxygène dissous est un paramètre essentiel dans le maintien de la vie, et donc dans les phénomènes de dégradation de la matière organique et de la photosynthèse [6]. Une eau très aérée est sursaturée en oxygène, alors qu'une eau chargée en matières organiques dégradables par des microorganismes est sous-saturée; en effet, la forte présence de matière organique, permet aux microorganismes de se développer tout en consommant de l'oxygène [6].

I.3.3 Minéralisation globale

❖ Calcium

Le calcium est l'élément principal de la dureté de l'eau [15]. La présence du calcium est directement liée à la nature des terrains traversés, et il constitue l'élément calcique dominant des eaux de surface [8].

❖ Magnésium

Le magnésium contribue à la dureté de l'eau sans en être l'élément essentiel puisque le rapport Mg^{2+}/Ca^{2+} est en général inférieur à 1 et il participe au tiers de la dureté totale [14].

❖ Dureté

La dureté où le titre hydrotimétrique (TH) d'une eau correspond essentiellement à la présence des sels de calcium et magnésium [18].

$$TH = \sum [Ca \text{ et } Mg] = \text{Teneur en sels de calcium et de magnésium}$$

En fait, il existe deux types de dureté [5]:

- La dureté temporaire qui correspond à la combinaison des cations Ca^{2+} et Mg^{2+} avec les anions CO_3^{2-} et HCO_3^- .
- La dureté permanente (non carbonatée) qui résulte de l'association des cations Ca^{2+} et Mg^{2+} avec les anions Cl^- , SO_4^{2-} et NO_3^{2-} .

La dureté totale est donc la dureté temporaire ajoutée à la dureté permanente [8].

La différence entre TH et TAC correspond à la dureté apportée par les chlorures et les sulfates à condition que l'eau ne renferme pas de bicarbonate de sodium [20]. Le TH s'exprime en mg de CaCO₃/L [18].

TH (mg CaCO₃/L)	0 à 30	30-150	150-300	>300
Qualification	très douce	douce	dure	très dure

❖ TA et TAC

Le TA (titre alcalimétrique) et le TAC (titre alcalimétrique complet) sont des paramètres chimiques importants pour l'étude de l'agressivité d'une eau puisque celle-ci dépend de l'équilibre calcocarbonique. Le TA et le TAC mesurent respectivement les concentrations d'OH⁻, CO₃²⁻ et HCO₃⁻ [8].

❖ Chlorures

Dans les eaux de surface, les chlorures sont présents à faible concentration pour les eaux non polluées, mais ils sont essentiellement issus de la formation géologique [8]. Leurs concentration élevées influence le goût (saveur salée). Les chlorures peuvent être éliminés par l'osmose inverse, distillation et électrodialyse [8].

❖ Sulfates

Les sulfates sont souvent liés aux cations Ca²⁺, Mg²⁺ et Na⁺. Ils sont solubles dans l'eau et peu toxiques. Ils se forment lors d'une injection d'acide sulfurique ; ils forment du tartre avec des quantités minimales de baryum, strontium et plomb, et avec du calcium en quantité conséquente [8].

I.3.4 Paramètres indésirables

❖ Aluminium

Une des causes les plus courantes de la présence d'aluminium est le traitement de l'eau par des sels d'aluminium comme coagulant. Un excès d'aluminium présente un danger d'encéphalopathie chronique (affection neurologique et psychique), et provoque une dégradation de la qualité des eaux traitées par des phénomènes de post-floculation qui favorisent la création de dépôts dans les canalisations [8]. La décantation et la filtration permettent d'éliminer la majeure partie de cet élément sous forme de sels insolubles [8].

❖ Fer

La présence de fer dans l'eau peut favoriser la prolifération de certaines souches de bactéries qui précipitent le fer où corrodent les canalisations [14]. Par conséquent, la présence de ces bactéries peut neutraliser les désinfectants qui sont destinés à éliminer les microorganismes pathogènes.

I.4 Etude bactériologique

La présence et l'étendue de la pollution fécale est un facteur important dans l'évaluation de la qualité de l'eau ainsi que des risques infectieux menaçant la santé humaine. Certaines bactéries, particulièrement les coliformes et les streptocoques fécaux, servent d'indicateurs de pollution fécale parce que ce sont des bactéries communes de l'intestin. Leur présence dans les eaux potables traitées indique une défaillance dans le procédé de traitement, ou une contamination postérieure au traitement véhiculée par les eaux d'égout [21].

1.4.1 Bactéries responsables de contamination d'origine fécales

1.4.1.1 Coliformes

On définit les coliformes comme des bactéries bacilliformes, Gram-négatifs, non sporulants, anaérobies facultatifs, capables de fermenter le lactose dans les 48 h, avec formation d'acide et de gaz, à 37°C. Les coliformes fécaux sont capables de se multiplier à la température de 44,5°C, ils produisent de l'indole à partir du tryptophane [22].

1.4.1.2 *Escherichia coli*

Les *Escherichia coli* (*E. coli*) sont des bactéries coliformes qui sont capables de produire de l'indole à partir de tryptophane dans (21 + 3) h à (44 + 0,5) °C. Ils possèdent également l'enzyme B-glucuronidase, réagissant positivement à l'essai rouge de méthyle et pouvant décarboxyler l'acide L-glutamique, mais ils ne sont pas capables de produire l'acétylméthylcarbinol, d'utiliser le citrate comme seule source de carbone ou de croître dans un bouillon cyanure de potassium (KCN) [21].

1.4.1.3 Streptocoques fécaux

On définit les *Streptococcus* comme des coques (habituellement 1 µm de diamètre), Gram-positifs, souvent par paires ou en chaînettes. Non sporulant. Capsule souvent présente. Anaérobies facultatifs ou stricts. Catalase négatifs. Chimioorganohétérotrophes,

métabolisme habituellement fermentatif. Les sucres sont consommés, le plus souvent sans formation de gaz. Commensaux et pathogènes chez l'Homme et autres animaux [23].

I.5 Etude algale

Le phytoplancton joue un rôle biologique important dans les systèmes aquatiques, mais il pose un certain nombre de problèmes, car l'abondance des algues transmet par ailleurs un goût et une odeur désagréables liés directement aux substances (métabolites) qu'elles élaborent ou sécrètent pendant leur phase de croissance [24,25]. Pour ces raisons, leur élimination est l'un des buts recherchés du traitement de l'eau effectué au niveau de la Station de Traitement de l'Eau de Sidi-Amar (STESA).

I.5.1 Phytoplancton

Le phytoplancton est composé de plantes unicellulaires, microscopiques et libres, vivant dans les écosystèmes marins. Dépendant de la lumière et des substances nutritives, ces organismes microscopiques vivent dans la zone euphotique, soit la strate supérieure des lacs, réservoirs ou étangs d'eau douce [26]. Le phytoplancton comprend une grande variété de groupes et d'espèces. En eau continentale, dominant le plus souvent :

- Des organismes procaryotes (sans noyau cellulaire) comme les cyanobactéries photosynthétiques dont certaines espèces prolifèrent dans les systèmes eutrophes.
- Des eucaryotes (cellules avec noyau) dont les plus abondants sont les algues vertes (chlorophycées), les diatomées (bacillariophycées), les euglènes (euglénacées). Ces algues sont des cellules isolées ou peuvent constituer des colonies visibles à l'œil nu dans certains cas [26].

I.5.1.1 Algues

Les algues sont des organismes photosynthétiques, très abondants sur toute la surface de la Terre. Elles colonisent les eaux douces et marines et constituent le phytoplancton, dans les zones proches de la surface [27]. La physiologie des algues est basée sur le phénomène de la photosynthèse liée à la chlorophylle qui absorbe les radiations bleues-violettes. Les échanges gazeux de la photosynthèse sont supérieurs à ceux des échanges respiratoires ce qui explique la sursaturation en oxygène dissous dans les milieux aquatiques. Leur survie, ou leur multiplication, est assurée selon un mode végétatif (scissiparité, bourgeonnement, hormogonies, etc.). Chez certaines espèces, la

reproduction s'effectue uniquement ou alternativement par voie asexuée ou sexuée donnant parfois lieu à des cycles biologiques complexes [28].

I.5.1.2 Classification

Les algues constituent un ensemble très diversifié, qui compte plus de 20 000 espèces [27]. Leur classification est relativement aisée en faisant appel à des critères :

❖ Rhodophytes

Si largement distribuées dans les mers, elles se réduisent en eau douce à quelques genres. La distinction avec les cyanophytes sera souvent difficile à faire car les pigments sont les mêmes; cependant, ils sont toujours portés par un ou plusieurs plastes. Les réserves sont constituées par de l'amidon floridien prenant une teinte rougeâtre avec l'iode. Chaque cellule possède un noyau bien individualisé, mais peu ou pas visible sans coloration spéciale. En eau douce, la couleur des plastes rappelle celle des cyanophytes : bleu-vert, rouge-violacé, très souvent vert sale ou vert-noirâtre [28]. Les rhodophytes, ou algues rouges, ont des chlorophylles *a* et *d*, des caroténoïdes et des phycobiliprotéines [28].

❖ Chrysophytes

À chromatophore brun, jaune ou vert-jaunâtre, elles ne possèdent jamais d'amidon comme réserve mais de la chrysolamine appelé aussi leucosine ou chrysose [26]. Ces plastes renferment de la chlorophylle *a* et de la chlorophylle *c*, des caroténoïdes (β -carotène) et des xanthophylles, lutéine, fucoxanthine, diadinoxanthine [30]. Nous distinguerons facilement 3 classes dans les chrysophytes :

- ✚ Les chrysophycées aux plastes jaunes ou bruns et qui forment souvent des kystes siliceux plus ou moins sphériques, percés d'un pore fermé par un bouchon.
- ✚ Les xanthophycées : de teinte vert-jaunâtre, sans pigment brun, ont une teinte qui se rapproche beaucoup de celle des chlorophytes, mais l'absence d'amidon permet une séparation facile de ces deux groupes [28].
- ✚ Les bacillariophycées ou diatomées, unicellulaires ou coloniales, parfois filamenteuses, ont un pigment brun (plus rarement verdâtre ou bleuâtre), leurs cellules sont enfermées dans une logette siliceuse bivalve, diversement sculptée, comparable à une boîte munie de couvercle [28].

❖ Phéophytes

Les phéophytes, ou algues brunes de nos mers, ne sont représentées en eau douce que par quelques genres forts rares. Elles sont alors fixées aux pierres, sur lesquelles elles forment des croûtes ou des touffes filaments. Aucune d'elles n'est unicellulaire. Elles ont des plastes bruns, sans amidon. Les réserves sont formées par un polysaccharide très voisin de celui des chrysophytes [28].

❖ Pyrrophytes

Elles possèdent des plastes bruns, parfois rouges ou bleu-vert. Les réserves sont constituées par de l'amidon extraplastidial. Ce groupe est divisé en deux classes :

- ✚ Les dynophycées ou péridiniens : ce sont des cellules nageuses à deux fouets, l'un ondulant dans un sillon équatorial et l'autre dans un sillon longitudinal.
- ✚ Les cryptophycées sont également nageuses et toutes unicellulaires. Elles sont comprimées en haricot avec deux fouets légèrement inégaux sortant d'une flossette latérale [25].

❖ Euglenophytes

Elles sont toutes unicellulaires et flagellées, elles ont des plastes d'un beau vert renfermant les chlorophylles *a* et *b*, la β -carotène et des xanthophylles. Les réserves sont constituées de paramylon. Elles possèdent un ou plusieurs fouets sortant d'une fossette apicale ou subapicale.

❖ Chlorophytes

Elles réunissent entre 6 000 et 7 000 espèces, et constituent le plus grand groupe d'algues. On les appelle aussi des algues vertes, elles montrent des plastes d'un beau vert franc, renfermant de l'amidon qui se colore en bleu-noirâtre par la solution de lugol. Elles peuvent être unicellulaires ou pluricellulaires, elles prennent une forme filamenteuse ou constituent des organismes coloniaux. Elles possèdent deux chlorophylles *a* et *b* [31].

❖ Algues bleu-vertes

Les cyanobactéries forment un groupe extraordinaire de procaryotes. On les a nommées algues bleu-vertes, cyanophycées, cyanophytes. Quelques caractères essentiels des cyanobactéries :

- Leurs cellules sont dépourvues de noyau, de mitochondries et de plastes, et vivent à l'état séparé ou sont organisées en filaments pluricellulaires selon les espèces.
- Elles ne contiennent que la chlorophylle *a* et non la chlorophylle *b*.
- Les cyanobactéries ont des pigments accessoires particuliers, les phycobilines, qu'on ne retrouve que dans des groupes très limités d'eucaryotes (algues rouges).
- Certaines espèces, notamment les formes filamenteuses, ont souvent des cellules différenciées. Elles sont immobiles ou se déplacent selon les cas, soit par glissement sur un support, soit par vacuoles à gaz en eau libre.
- Elles ont des polymères de réserve d'un type spécial, les cyanophycines [32].

I.5.1.3 Problèmes posés par les algues dans la production d'eau potable

L'un des principaux problèmes posés par les algues consiste en leur potentialité d'augmenter, dans une proportion importante, les quantités de matières organiques dans l'eau. La température élevée de l'eau a d'autres effets qui favorisent l'accélération des phénomènes vitaux et le développement sélectif des chlorophycées et cyanophycées qui posent plus de problèmes pour les contrôles de la qualité des eaux avec en particulier des conséquences sur le coût du traitement [25]. L'abondance des algues et des macrophytes transmet un goût et une odeur désagréables à l'eau potable, même lorsqu'elle a été traitée. Les eaux eutrophes nécessitent donc des traitements longs et onéreux pour devenir potables [26]. Environ 33 genres d'algues ont été rapportés comme responsables du goût et de l'odeur de l'eau ; parmi elles, 13 sont abondantes telles :

- | | |
|------------------------|----------------------|
| - <i>Anabaena</i> | - <i>Closterium</i> |
| - <i>Microcystis</i> | - <i>Pediastrum</i> |
| - <i>Aphanizomenon</i> | - <i>Scenedesmus</i> |
| - <i>Oscillatoria</i> | - <i>Cyclotella</i> |
| - <i>Cosmarium</i> | - <i>Ceratium</i> |
| - <i>Synedra</i> | - <i>Periodium</i> |
| - <i>Melosira</i> | |

Dans les stations de traitement des eaux superficielles, les algues sont très souvent la principale cause du colmatage des filtres à sable.

I.6 Traitement des eaux de surface

Le but de la clarification des eaux est l'élimination des particules fines indésirables (argile, microalgues, etc.) qui confère à l'eau des apparences troubles ainsi que des odeurs et saveurs désagréables [33].

I.6.1 Matières colloïdales

Les colloïdes sont des particules qui ne décantent pas naturellement en raison de leur grande surface spécifique et de leur faible densité. Les colloïdes sont soumis à des forces d'attraction (de Van der Waals) et à des forces de répulsion électrostatique. Ils sont généralement chargés négativement [35]. Le colloïde est caractérisé par deux potentiels : le potentiel thermodynamique à la surface du colloïde E_0 et le potentiel Zêta au plan de cisaillement [35]. Il existe deux types de colloïdes :

- les colloïdes hydrophiles sont des macromolécules organiques (protéines, sucres) [4] ;
- les colloïdes hydrophobes sont en général de nature minérale [36].

I.6.2 Traitement classique

I.6.2.1 Coagulation

La coagulation a pour but la déstabilisation des particules fines en suspension (colloïdes) et leur agglomération [35]. La stratégie d'élimination des colloïdes passe par l'annulation du potentiel Zeta [36].

I.6.2.2 Définition des coagulants

Ce sont des produits qui neutralisent ou inversent les charges de surface des matières en suspension [33]. Le coagulant le plus utilisé est le sulfate d'alumine (alun).

I.6.2.3 Définition de la floculation

Après avoir été déstabilisées par le coagulant, les particules colloïdales s'agglomèrent lorsqu'elles entrent en contact [36]. Dans un ouvrage où règne une turbulence faible mais non négligeable, les micro-flocons formés au stade d'agitation rapide voient leurs dimensions croître considérablement par l'effet de pontage notamment [35]. Vu que la plupart des procédés de coagulation et filtration ont été concentrés traditionnellement sur l'élimination de la turbidité, mais pas sur l'élimination de la matière organique naturelle (MON). La principale motivation pour cette élimination est d'abord les préoccupations à propos de la couleur, le goût et l'odeur, les sous-produits de désinfection

(SPD) connus et inconnus, recroissance microbienne dans les systèmes de distribution d'eau, et disponibilité de micropolluants associés à la MON [34].

1.6.2.4 Définition de la coagulation améliorée

La définition pratique de coagulation améliorée (CA) – en Anglais, *enhanced coagulation* - est d'apporter des conditions de traitement qui soutiennent encore l'élimination de la turbidité d'une manière efficace alors en même temps en augmentant l'élimination de la MON [37]. La gamme optimale de pH pour l'utilisation du sulfate d'alumine est conditionnée par l'obtention et la persistance de la forme précipitée $Al(OH)_{3(s)}$. Il s'agit ici de la fourchette 5,8 à 7,2. Entre ces deux valeurs, le précipité est prédominant [36]. La US Environmental Protection Agency (EPA) avait reconnu la CA comme étant la meilleure technologie disponible pour contrôler les précurseurs des SPDs. La CA correspond à l'usage d'efficaces dosages de coagulant pour l'élimination du carbone organique total (COT). Aux Etats-Unis, la CA était sélectionnée comme étant le Stade 1 de traitement de choix parce qu'elle était efficace pour l'élimination de COT et peut être implantée à la plupart des usines de traitement d'eau traitant les eaux de surface [37].

1.6.2.5 Décantation

C'est la phase au cours de laquelle les gros agglomérats sont séparés de l'eau traitée [35].

1.6.2.6 Filtration

La filtration est un procédé destiné à clarifier un liquide qui contient des matières en suspension (MES) en le faisant passer à travers un milieu poreux constitué d'un matériau granulaire [36]. La filtration est le processus de finition par excellence [35].

1.6.2.7 Désinfection

La désinfection est un traitement visant à éliminer les microorganismes pathogènes, bactéries, virus et parasites ainsi que la majorité des germes banals moins résistants [35]. Le principe de la chloration consiste à appliquer une dose de chlore suffisante pour oxyder toutes les matières organiques, éliminer certaines matières minérales (fer, manganèse) et détruire les germes pathogènes [11].

I.7 Présentation générale de la station

I.7.1 Site géographique

La STESA est une station de traitement de l'eau potable. L'eau brute est soutirée de la retenue de Boukourdane alimentée par l'Oued EL-Hachem dans la willaya de Tipaza. Les eaux traitées sont destinées à alimenter les villes de Tipaza, Hadjout, Cherchell et Nador [16].

I.7.2 Capacité de traitement

La STESA a une capacité de traiter un débit de 1400 m³/h soit 33600 m³/j.

I.7.3 Origine des eaux brutes

Les eaux à traiter sont pompées du Barrage Boukourdène qui est situé à environ 1,3 km du village de Sidi-Amar ; il a été construit en 1986 sur le lit de l'Oued EL-Hachem [16].

I.7.4 Description de l'installation

I.7.4.1 Cascade d'aération

Après l'ouvrage d'entrée, l'eau s'écoulera dans un réservoir d'eau brute d'un volume approximatif de 75 m³. Le réservoir d'eau brute ainsi que la cascade sont dimensionnés :

Les dimensions de la cascade sont :

Longueur	5 m
Largeur	3,70 m
Nombre d'étages	4

L'injection de sulfate d'aluminium et d'eau de Javel (pré-chloration) se fait à l'entrée de la cascade [16].

I.7.4.2 Bassin de mélange rapide

Le polymère cationique est introduit dans la chambre de mélange rapide. Le bassin de mélange est équipé d'un agitateur rapide de caractéristiques suivantes :

Puissance	7 kW
Nombre de tours de l'agitateur	700 trs/min

La durée optimale est comprise entre 30 et 60 s. Le temps de rétention dans le bassin de mélange rapide est d'environ 50 s pour un volume de 11 m³, ce qui nous donne les dimensions suivantes pour cet ouvrage :

Longueur	2 m
Largeur	1,70 m
Hauteur	3,28 m

I.7.4.3 Flocculation

Les bassins de flocculation sont au nombre de deux. Chaque bassin est d'un volume équivalent à 125 m³ qui correspond à un temps de séjour dans le bassin de flocculation d'environ 20 min. Les dimensions de cet ouvrage sont :

Longueur	7,40 m
Largeur	5,40 m
Hauteur d'eau	3,25 m

Le bassin de la flocculation est équipé d'un agitateur lent aux caractéristiques suivantes :

Puissance	1,1 kW
Nombre de tours de l'agitateur	2,4 à 14,5 trs/min.

I.7.4.4 Décantation lamellaire

Après la formation des microflocs, l'eau s'écoule vers les bassins de décantation au nombre de deux. Les dimensions de chaque décanteur sont :

Longueur	13,33 m
Largeur	7,45 m
Hauteur d'eau	5,34 m

Les décanteurs lamellaires sont équipés de plaques en PVC de dimensions suivantes :

Longueur	1400 mm
Largeur	1000 mm
Epaisseur	2 mm

Les plaques sont fixées à un angle de 55° par rapport à l'horizontale. La surface d'une plaque est : $S = \text{longueur} \times \text{largeur} \times \cos 55^\circ = 1,4 \text{ m}^2$. Le nombre de plaques installées dans les décanteurs a été choisi d'une telle façon que la vitesse de sédimentation

dans les décanteurs ne dépasse pas 0,8 m²/h, c'est-à-dire 8 rangées de plaques en PVC à raison de 187 plaques par rangée [16].

I.7.4.6 Filtres

Les filtres sont de type WABAG et ont les dimensions suivantes :

Nombre de filtres	4
Longueur d'un filtre	7 m
Largeur d'un filtre	4 m
Vitesse filtrante	6,4 m/h
Nombre de buses/m ²	64
Hauteur du matériel filtrant	1,4 m

Granulométrie du matériel filtrant :

Gravier : 3-5,6 mm	200 mm de hauteur de couche
Sable : 1-1,7 mm	1200 mm de hauteur de couche.

L'opération de lavage est composée des phases suivantes :

- ◆ Abaissement du plan d'eau,
- ◆ Décolmatage à l'air,
- ◆ Lavage à l'air + eau,
- ◆ Dégazage,
- ◆ Lavage par l'eau.

I.7.4.7 Réservoir

Le réservoir de l'eau traitée est installé à côté des filtres et comprend 3 compartiments, c'est-à-dire un réservoir de chlore de 200 m³ et un réservoir d'eau traitée de 800 m³, soit une capacité totale du réservoir d'eau traitée de 1000 m³ [16].

II.1 Introduction

La surveillance de la conformité de la qualité de l'eau est une activité fondamentale dans les stations de traitement des eaux potables. Pour cela, notre objectif a été de suivre la qualité de l'eau au niveau du Barrage Boukerdène (BK) (en examinant l'eau brute) et au niveau de la Station de Traitement de l'Eau de Sidi-Amar au niveau de laquelle nous avons effectué nos expériences pour essayer d'améliorer la qualité des eaux traitées. Nous avons procédé à des essais de coagulation conventionnelle et coagulation améliorée au jar test en acidifiant le milieu.

II.2 Echantillonnage

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération dont nous devons porter un grand soin. L'échantillon doit être homogène, représentatif et obtenu sans modification de ces propriétés physicochimiques.

II.3 Méthodes d'analyses

Il existe plusieurs méthodes d'analyses des eaux, parmi ces dernières, nous avons utilisé :

II.3.1 Analyses physiques

II.3.1.1 Température

La mesure de température se fait avec un appareillage multi-analyse qui donne la valeur de la température aussi.

II.3.1.2 pH

Sa lecture s'effectue à l'aide d'un pH-mètre portatif.

II.3.1.3 Turbidité

La lecture de la turbidité s'effectue directement à l'aide un turbidimètre, où les résultats sont exprimés en NTU.

II.3.1.4 Conductivité

La mesure de conductivité est fait par un conductimètre. Les résultats sont exprimés en $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 25°C .

II.3.2 Analyses chimiques

Parmi les méthodes chimiques, certaines d'elles se basent sur le titrage de l'échantillon pour savoir la concentration de quelques éléments se trouvant dans l'eau comme les chlorures, le degré en chlore, le calcium et le magnésium ainsi que la matière oxydable. Dans un bécher rempli d'eau (V_1) nous ajoutons un indicateur coloré et à l'aide d'une burette nous procédons au titrage de l'eau par un réactif (V_2) jusqu'au changement de la couleur. Au virage de la couleur, nous utilisons l'équation : $N_1V_1 = N_2V_2$ pour définir la concentration recherchée.

II.3.2.1 Matière organique

Pour l'analyse de la matière organique, nous avons utilisé la méthode de l'oxydabilité au KMnO_4 . Nous ajoutons 5 mL d'acide sulfurique dilué à 100 mL d'eau à analyser. Ce dernier doit être chauffé pendant une minute. A cela nous ajoutons 15 mL de permanganate de potassium (0,01 N) et nous gardons ce dernier pendant 10 min sous le chauffage. Après un ajout de 15 mL d'acide oxalique (0,01 N) nous titrons avec le permanganate du potassium jusqu'à l'apparition de la couleur rose claire. Un essai blanc doit aussi réalisé avec l'eau distillée.

$$MO = \frac{(V - V_0)}{PE} * F * 80 \quad (\text{II.1})$$

Avec:

V_0 : Volume de KMnO_4 (mL) à 0,01N nécessaire pour le dosage du blanc,

V : volume de KMnO_4 (mL) à 0,01N nécessaire pour le dosage d'échantillon,

F : facteur de correction,

PE : prise d'essai (volume de l'eau à analyser).

80 : 1 mL de KMnO_4 à 0,01N correspond à 0.08 mg d' O_2 /L.

II.3.2.2 Calcium et magnésium

Sur 10 mL d'eau à analyser, nous ajoutons 40 mL d'eau distillée, 2 mL de NaOH (2 N) et une pincée de murexide qui donne la couleur rose, nous procédons au titrage par l'EDTA jusqu'au virage au violet (V_1 représente le volume de l'EDTA ajouté). Pour obtenir la quantité des ions de calciums combinés, nous procédons aux mêmes étapes seulement en

remplaçant le NaOH (2 N) par 2 ml NH₄OH (pH = 10,1) et le murexide par le noir eriochrome qui vire au bleu (V_2 représente le volume d'EDTA ajouté).

$$Ca^{2+} = \frac{V_1 * N(EDTA) * M(Ca^{2+}) * 100}{PE * 2}$$

$$Ca^{2+} = V_1 * 5 * 8 * F \quad (II.2)$$

$$Mg^{2+} = \frac{(V_2 - V_1) * N(EDTA) * M(Mg^{2+}) * 1000 * F}{PE * 2}$$

$$Mg^{2+} = (V_2 - V_1) * 4,8 * 5 * F \quad (II.3)$$

Avec 1°F (degré français) est la dureté correspondante à une teneur en carbonate de calcium de 10 mg/L :

$$TH (°F) = V_2 * 10 \quad (II.4)$$

II.3.2.3 Chlorures

Nous avons introduit 5 mL de l'échantillon dans un bécher, auquel nous ajoutons le chromate de potassium ; par suite, la solution sera titrée par la solution de nitrate d'argent jusqu'à l'apparition de la couleur brune-rougeâtre. La concentration en chlorure exprimée en milligramme par litre est donnée par la formule suivante :

$$Cl^- = F * V * N * M * \frac{1000}{PE}$$

$$Cl^- = 0,56 V * 0,01 * 35,5 * \frac{1000}{5}$$

$$Cl^- = V * 71 * 0,56 \quad (II.5)$$

Avec :

Cl^- : est la concentration en milligrammes par litre de chlore,

V : est le volume en mL de la solution de nitrate d'argent utilisée pour le titrage du l'échantillon,

N : normalité de nitrate d'argent,

M : masse molaire de chlorure,

PE : prise d'essai,

F : facteur lié au réactif,

II.3.2.4 Bicarbonates

Nous avons mesuré le pH de 100 mL d'eau à analyser, ensuite nous ajustons l'acide sulfurique jusqu'au pH 4,4. La concentration en bicarbonate, exprimée en milligrammes par litre, est donnée par la formule suivante:

$$HCO_3^- = V * N * M * \frac{1000}{PE}$$

$$HCO_3^- = V * 0,01 * 61 * \frac{1000}{100}$$

$$HCO_3^- = V * 61 \quad (II.6)$$

Avec :

HCO_3^- : Concentration en milligramme par litre de bicarbonate,

V : Volume en mL de la solution utilisée pour le titrage de l'échantillon,

N : Normalité d'acide chlorhydrique,

M : Masse molaire d'acide chlorhydrique,

PE : prise d'essai.

F : facteur lié au réactif.

Titre alcalimétrique complet est :

$$TAC (°F) = V * 5 \quad (II.7)$$

II.3.3 Analyses photométriques

En utilisant un appareillage photométrique pour l'analyse de certains éléments comme :

II.3.3.1 Azote ammoniacal

Sur 40 mL d'eau à analyser, nous ajoutons 4 mL de réactif (I) et 4 mL de réactif (II) et nous faisons l'ajustement à 50 mL par l'eau distillée, le tout est laissé au repos pendant

90 min. L'apparition d'une couleur verdâtre indique la présence d'ammoniaque, la lecture s'effectue à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 655 nm.

II.3.3.2 Phosphates

Sur 40 mL d'eau à analyser, nous ajoutons 1 mL d'acide ascorbique et 2 mL de réactif mixte et nous l'ajustons à 50 mL par l'eau distillée, le tout est laissé au repos pendant 10 min. L'apparition d'une couleur bleue indique la présence des phosphates, la lecture s'effectue à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 880 nm.

II.3.3.3 Sulfates

Nous complétons un volume d'eau à analyser de 20 mL à 100 mL par l'eau distillée, ainsi nous ajoutons 5 mL de la solution stabilisante et 2 mL de chlorure de baryum. Après une agitation pendant 1 min, nous faisons la lecture à une longueur d'onde de 420 nm.

II.3.3.4 Aluminium

Sur 50 mL d'eau à analyser, nous ajoutons 15 mL de l'ériocyanine et 10 mL de solution tampon pH 6 et 1 mL d'acide ascorbique, qui sera laissé au repos pendant 20 min. La lecture sera effectuée à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 560 nm.

II.3.3.5 Fer

Sur 40 mL d'eau à analyser, nous ajoutons 1 mL de chlorhydrate d'hydroxylamine et nous mélangeons soigneusement. Nous ajoutons 2 mL de la solution tampon pour obtenir un pH compris entre 3,5 et 5,5 ; nous ajoutons 2 mL de phéanthroline et complétons jusqu'à 50 mL qui doit être conservé à l'obscurité pendant 15 min. Un blanc est préparé de la même manière que l'échantillon. La lecture sera effectuée à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 510 nm.

II.3.4 Analyses bactériologiques

Notre analyse bactériologique des eaux a été effectuée au niveau du Laboratoire Central de l'ADE de Tipaza.

II.3.4.1 Mode de prélèvement

Il faut flamber le point de prélèvement et laisser couler l'eau à un débit constant pendant 1-2 min sous la protection de la flamme avant de prélever. Les échantillons sont prélevés en flacons stériles de 500 mL, ne les ouvrir qu'au moment de prélèvement. Ils sont ensuite transportés dans une glacière portative à 4°C jusqu'au Laboratoire de Tipaza.

II.3.4.2 Méthode d'analyse

Les méthodes les plus utilisées sont les méthodes par filtration sur membrane puis dépôt de celle-ci sur un milieu de culture gélosé spécifique à la bactérie recherchée. Le milieu est incubé selon des conditions optimales de croissance, en termes de temps et de température :

II.3.4.3 Dénombrement des coliformes totaux et des coliformes fécaux

Nous allumons le bec benzène pour créer une zone de stérilisation, ensuite nous flammons la surface supérieure de la rampe de filtration ainsi que la plaque poreuse, nous filtrons sur deux membranes différentes, deux prises d'essai de l'eau à analyser, soigneusement homogénéisées par agitation (chaque prise d'essai présente un volume de 100 mL) puis nous ouvrons les robinets pour que l'eau s'écoule. Dès que les membranes paraissent sèches nous enlèverons les réservoirs et nous prélevons les membranes avec une pince stérile et on place chacun des deux sur une boîte de gélose lactosé au TTC et Tergitol en prêtant attention à ne pas piéger de bulles d'air. Nous mettons l'une de ces boîtes à incuber durant 24 h à 37°C, et l'autre de 16 à 24 h à 44°C.

La lecture des boîtes, après incubation à 37°C, permet de reconnaître la présence de coliformes par les caractéristiques suivantes :

- Coloration jaune des colonies, résultant de l'absence de réduction du TTC par les coliformes.
- Halo jaune, dans le milieu lui-même, sous la membrane, autour des colonies précédentes correspondant à une fermentation du lactose par les germes de ces colonies.

La lecture des boîtes incubées à 44°C permet de mettre en évidence les coliformes fécaux de la même façon que sur les boîtes incubées à 37°C. Pour confirmer la présence d'*Escherichia coli*, on applique le test de la recherche de l'indole.

Avec une anse bouclée ou une pipette Pasteur, nous prélevons quelques colonies à partir des boîtes incubées à 44°C et nous les introduisons dans un tube à essai contenant un petit volume de milieu urée-indole puis nous l'incubons à 44°C pendant 48 h puis nous ajoutons 2 à 3 gouttes de réactif d'Erlich-Kovac. L'apparition d'un anneau rouge en surface du milieu urée-indole confirme la présence d'*Escherichia coli*.

II.3.4.4 Dénombrement des streptocoques fécaux

Nous filtrons sur la membrane, dans les conditions d'asepsie, une prise d'essai de l'eau (100 mL) ; après homogénéisation par agitation, nous plaçons la membrane sur une boîte de milieu Slanetz, puis nous mettons la boîte à incuber pendant 48 h à 37°C. Nous comptons les colonies qui présentent les caractéristiques suivantes :

- Un diamètre de 0,5 à 2 mm.
- Une coloration rouge, violette, marron ou rose visible sur la boîte.

Afin de confirmer que toutes les colonies sont des streptocoques fécaux, nous transférons le filtre sur une boîte de gélose BEA, on l'incube à 44°C pendant 2 h. Nous dénombrons toutes les colonies entourées d'un halo noir résultant de la dégradation de l'esculine par les streptocoques fécaux.

II.3.5 Analyse algale

Notre travail d'analyse algale qualitative et quantitative des algues a été effectué au niveau de l'Agence Nationale des ressources Hydrique (ARNH) de Blida.

II.3.5.1 Conservation et stockage

Après le prélèvement, on conserve les échantillons issus de l'échantillonnage avec la solution de lugol (0,05 à 1% par volume) puis on les stocke à l'obscurité de température comprise entre 1 et 5°C.

II.3.5.2 Analyse quantitative de phytoplancton

Les méthodes courantes pour l'analyse microscopique du phytoplancton découlent de la méthode d'Utermohl et impliquent l'utilisation de chambres de sédimentation et d'un microscope inversé. Les échantillons issus de l'échantillonnage sont d'abord conservés et

stockés à faible température jusqu'à l'analyse avant de prélever un sous échantillon, nous devons ramener l'échantillon à la température appropriée et l'homogénéiser. Les chambres de sédimentation comprennent une colonne verticale, avec une base. On remplit la colonne avec l'échantillon. S'il s'agit de l'eau brute, on utilise une colonne de 10 mL. Si l'échantillon est de l'eau traitée, on utilise la colonne de 50 mL (le volume dépend de la densité du phytoplancton). Puis on ferme la chambre avec un couvre objet en évitant de piéger des bulles d'air, et on laisse les échantillons pendant un temps de 24 h, en évitant la vibration. Il convient que la sédimentation ait lieu à une température ambiante constante. Après la sédimentation, nous glissons la colonne de la chambre sur le côté et nous plaçons un couvre-objet sur la chambre de comptage, pour cela il faut fermer en évitant de piéger des bulles d'air. Nous déplaçons en douceur la chambre de comptage vers le microscope inversé. Nous utilisons l'objectif $\times 32$ pour déterminer l'abondance totale du phytoplancton (c'est-à-dire le nombre total d'objets algal). Le comptage de champs du microscope est choisi de manière aléatoire. Le nombre de champs que nous avons comptés est de 10 champs pour les eaux traitées et 10 champs pour les eaux brutes.

II.3.5.3 Analyse qualitative de phytoplancton

Nous mettons quelques gouttes de l'échantillonnage qualitatif sur la chambre de sédimentation puis nous la couvrons avec une lame et nous la déposons sur le microscope inversé. Nous utilisons l'objectif $\times 32$ et nous la déposons, ensuite nous faisons l'identification. Pour le comptage du nombre de cellules trouvées dans l'échantillonnage nous utilisons l'expression suivante :

$$\text{Nombre de cellules} \cdot \text{mL}^{-1} = \frac{\text{nombre d'organisme dénombrée} \cdot \text{Nombre de champs} \cdot 1000}{(\text{Nombre de champs prospectés} \cdot \text{le volume concentré})} \quad (\text{II.8})$$

$$\text{Nombre de chaps} \cdot \text{mL}^{-1} = \frac{\text{Nombre de la chambre}}{\text{Surface d'un champs}} \quad (\text{II.9})$$

$$\text{Nombre de champs} \cdot \text{mL}^{-1} = \frac{\pi r^2}{0} \cdot 28 \quad (\text{II.10})$$

Pour le volume concentré de 10 mL, un grossissement de 32, la surface d'un champ est de $0,28 \text{ mm}^2$, $r = 13 \text{ mm}$.

$$\text{Nombre de champs} * \text{mL}^{-1} = \frac{3.14 * 13 * 13}{0} .28 \quad (\text{II.11})$$

$$\text{Nombre de champs} * \text{mL}^{-1} = \frac{n * 189.52 * 1000}{10 * 10} \quad (\text{II.12})$$

$$\text{Réduction algale (\%)} = \frac{\text{Nombre de cellule trouvé (eau traitée) - Nombre de cellules trouvé(eau brute)}}{\text{Nombre de cellules trouvé dans l'eau brute}} * 10 \quad \text{II.13}$$

II.3.6 Jar-test

Nous ne pouvons pas procéder au choix des doses des réactifs à mettre en œuvre sans procéder à des tests de contrôle au stade du laboratoire. Nous avons recours essentiellement aux essais de traitabilité traditionnels du type "Jar-test". Le flocculateur est composé de six béciers, de six agitateurs mécaniques comprenant des pales de 1,5 cm × 8,5 cm et qui tournent de 10 à 300 tr/min. Il comporte un moteur électrique avec réducteur de vitesse.

II.3.6.1 Détermination de la dose de coagulant

- Remplir les béciers (de 1 litre) par l'eau brute à traiter; mettre en route les agitateurs 200 à trs/min.
- Au temps $t = 0$, ajouter le d'aluminium [1 g/1000 mL d'eau distillée (0,1 g /100 mL d'eau distillée)] à des doses croissantes et par la même façon dans chaque vase.
- Après 2 min d'agitation rapide, réduire la vitesse à 30 trs/min c'est la phase d'agitation lente.
- Après 18 min, laisser décanter tout en ayant arrêté et lever les pales.
- Après les 45 min de décantation, prélever par siphonage 0,5 litre à partir de chaque bécier.
- On fait les mesures des paramètres physiques (turbidité, pH, conductivité)
- Tracer la courbe de turbidité en fonction de la dose : Turb (NTU) = f (dose).
- A partir de la courbe tracée, on prend la dose qui donne la turbidité minimale c'est la dose optimale du coagulant.

III.1 Introduction

L'objectif de notre travail est d'améliorer la qualité de l'eau traitée au niveau de la Station de Traitement des Eaux de la ville de Sidi-Amar (STESA) en utilisant le procédé de la coagulation améliorée (CA) pour l'élimination de la matière organique naturelle (MON) et des micro-algues. Ces dernières sont responsables des mauvaises odeurs qui persistent même après le traitement effectué (chaîne classique de traitement). Ce procédé de CA a le même principe que la coagulation conventionnelle (CC) avec la seule différence c'est l'ajout de l'acide (sulfurique ou chlorhydrique) pour faire baisser le pH vers des valeurs acides pour mieux éliminer la MON et les micro-algues. Ainsi, le pH a été ajusté à différentes valeurs : pH = 7,2 ; 6,5 ; 6 et 5,5.

Pendant notre stage, au niveau de la STESA, nous avons effectué :

- Un suivi de la température de l'eau brute.
- Un suivi du pH de l'eau brute.
- Un suivi de la turbidité de l'eau brute.
- Un suivi de la MON de l'eau brute.

En plus, nous avons réalisé des essais du procédé de la CA sur l'eau du Barrage Boukerdène (BB) et nous avons fait plusieurs contrôles :

- Un contrôle chimique.
- Un contrôle bactériologique.
- Un contrôle algal.

III.2 Résultats des analyses physicochimiques

III.2.1 Suivi du pH et la température

Le Tableau III.1 présente le suivi du pH et la température du mois d'Avril jusqu'au mois d'Août.

A partir du Tableau III.1, nous remarquons une variation du pH d'eau brute de 8,19 au début d'Avril jusqu'à 7,44 à la fin d'Août. Cette évolution est liée à une augmentation importante de la température de 14,20 à 25°C qui est justifiée par le changement de la saison qui influe sur la consommation de l'oxygène dissous [6].

Tableau III.1 Evolution mensuelle de la température et du pH d'eau brute.

Mois	Date	Eau brute	
		pH	T (°C)
Avril	04/04/2011	8,19	14,20
	11/04/2011	8,08	15,20
	18/04/2011	8,15	14,20
	25/04/2011	7,99	16,50
Mai	02/05/2011	7,88	16,40
	09/05/2011	7,80	17,90
	16/05/2011	7,69	17,60
	23/05/2011	7,78	19,60
Juin	06/06/2011	7,50	22,00
	13/06/2011	7,75	17,80
	20/06/2011	7,58	19,40
	27/06/2011	7,50	19,00
Juillet	04/07/2011	7,48	20,10
	11/07/2011	7,52	20,20
	18/07/2011	7,45	22,00
	25/07/2011	7,30	21,00
Août	01/08/2011	7,49	22,10
	08/08/2011	7,35	24,00
	15/08/2011	7,41	23,50
	22/08/2011	7,44	25,00

III.2.2 Suivi de la turbidité de l'eau du BB

Nous avons suivi l'évolution de la turbidité de l'eau brute du BB pour voir si l'eau est turbide ou limpide ; pour cela, nous avons fait un suivi pendant quatre mois :

1^{er} suivi : mois de Mai

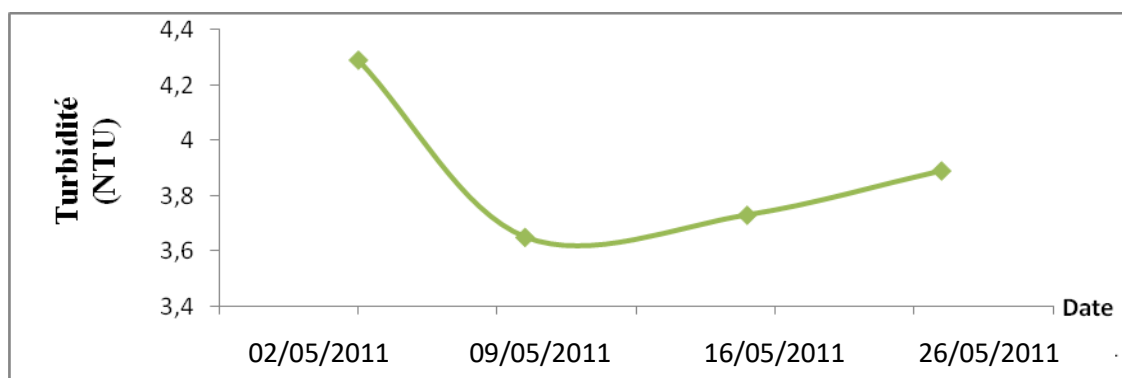


Figure III.1 Variation de la turbidité au cours du Mois de Mai.

La Figure III.1 présente l'évolution de la turbidité durant le mois de Mai en commençant de la fin d'Avril. Nous remarquons que la turbidité a diminué de 4,3 jusqu'à 3,6 NTU au début du mois de Mai; ensuite, elle augmente progressivement à la fin du mois jusqu'à 3,9 NTU.

2^{ième} suivi : mois de Juin

Le même suivi a été fait durant le mois de Juin présenté et est présenté à la Figure III.2.

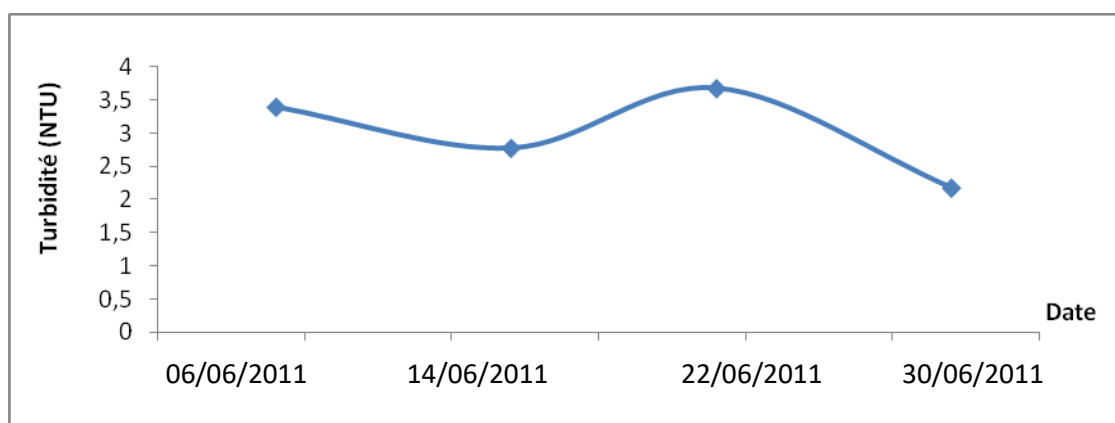


Figure III. 2 Variation de la turbidité au cours du mois de Juin.

La Figure III.2 représente la variation de la turbidité durant le mois de Juin. Nous remarquons qu'au début du mois de Juin, il y'a une diminution de la turbidité de 3,4 à 2,6 NTU ensuite une augmentation jusqu'au 3,7 NTU et enfin une diminution jusqu'à 2,1 NTU.

3^{ième} suivi : mois de Juillet

Le même suivi a été réalisé durant le mois de Juillet. Les résultats de la turbidité sont représentés dans la Figure III.3.

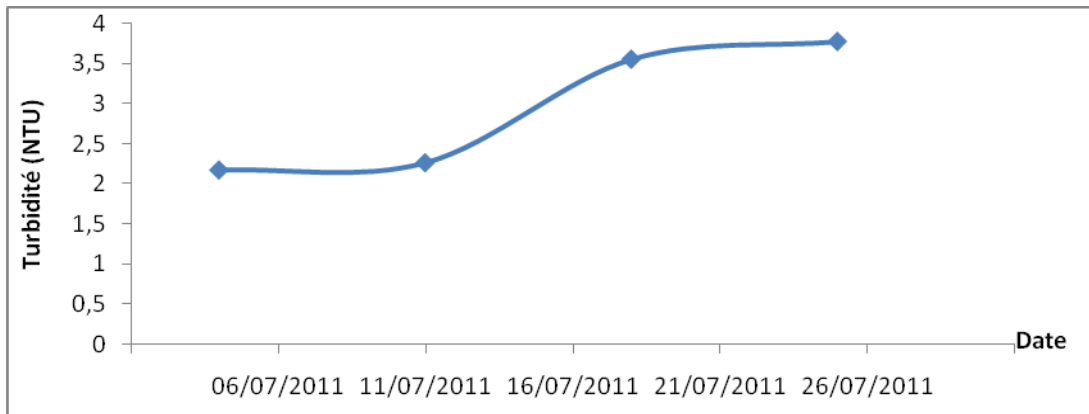


Figure III.3 Variation de la turbidité au cours du mois de Juillet.

Nous remarquons durant cette période une augmentation de la turbidité de 2,4 NTU au début du mois jusqu'à 3,8 NTU à la fin de ce mois.

4^{ème} suivi : mois d'Août

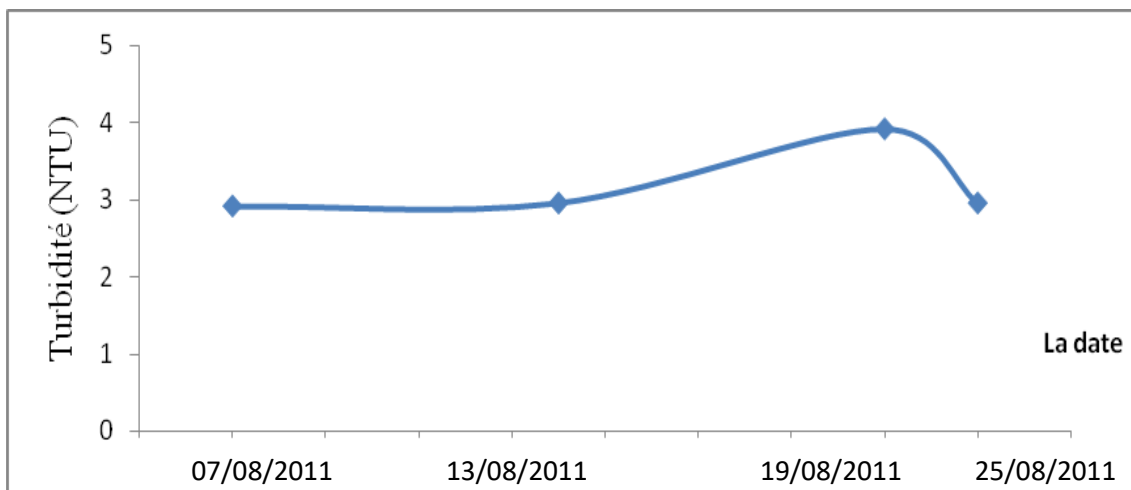


Figure III.4 Variation de la turbidité au cours du mois d'Aout.

Le même suivi a été réalisé au mois d'Août (Figure III.4). Pendant les deux premières semaines, il y a une stabilité de la turbidité ; après, nous avons remarqué une augmentation de la turbidité jusqu'à 4 NTU ; et vers la fin de ce mois, il y a une diminution jusqu'à 3 NTU.

- Conclusion

A cet effet, nous remarquons que les eaux brutes du BB ne sont pas trop chargées en termes de turbidité, avec des légères variations constatées.

III.2.3 Suivi de la MON

A partir de l'eau brute du BB, nous avons fait un suivi pendant quatre mois de la MON (oxydabilité au KMnO_4 , $\text{mg O}_2/\text{L}$) pour voir l'évolution de la charge de cette dernière dans BB. Les résultats de cette évolution sont représentés comme suit :

1^{er} suivi : mois de Mai

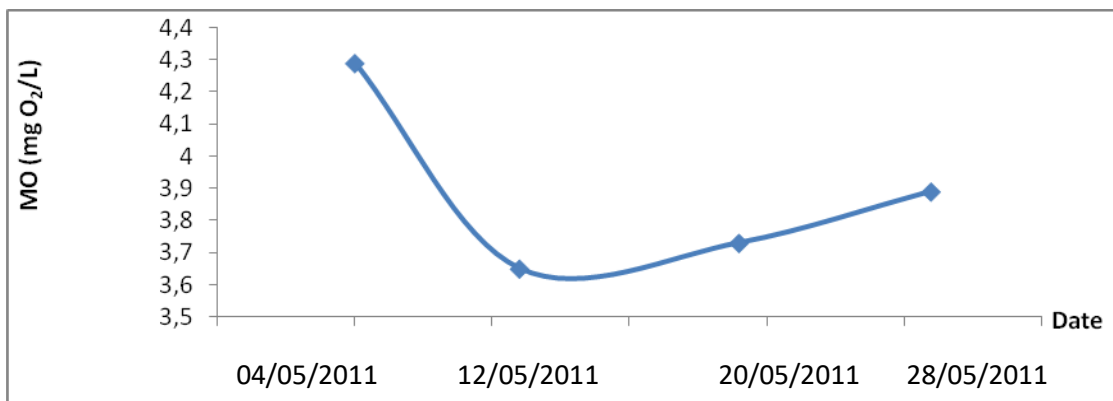


Figure III.5 Evolution de la MON pour le mois de Mai.

Nous remarquons qu'il y a une diminution de la MON de 4,4 jusqu'à 3,6 $\text{mg O}_2/\text{L}$ (Figure III.5). Ensuite, il y a une légère augmentation de la MON jusqu'à 3,9 $\text{mg O}_2/\text{L}$.

2^{ième} suivi : mois de Juin.

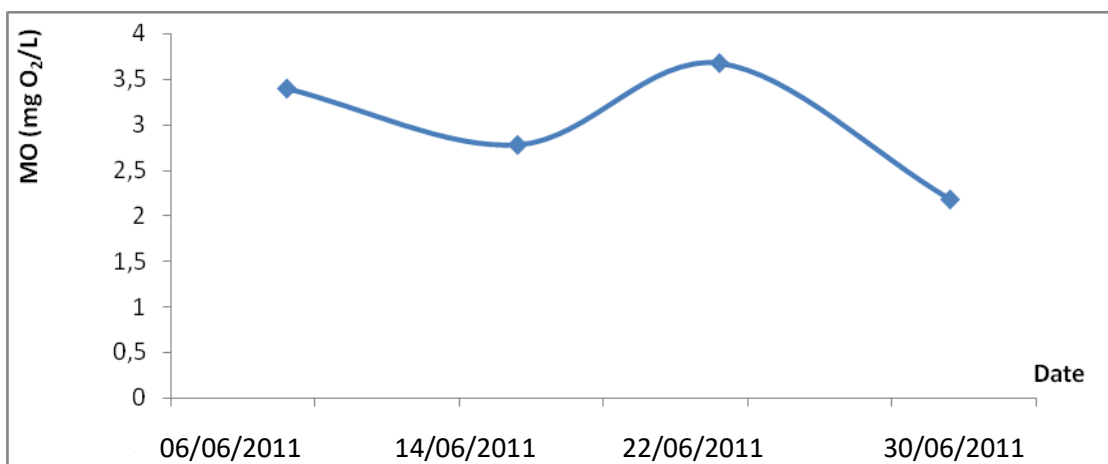


Figure III.6 Evolution de la MON pour le mois de Juin.

Nous remarquons qu'il y'a une baisse de la MON à 3 mg O₂/L (Figure III.6) au début du mois suivie d'une augmentation jusqu'à 4 mg O₂/L ensuite une diminution jusqu'à 2,5 mg/L.

3^{ième} suivi : mois de Juillet

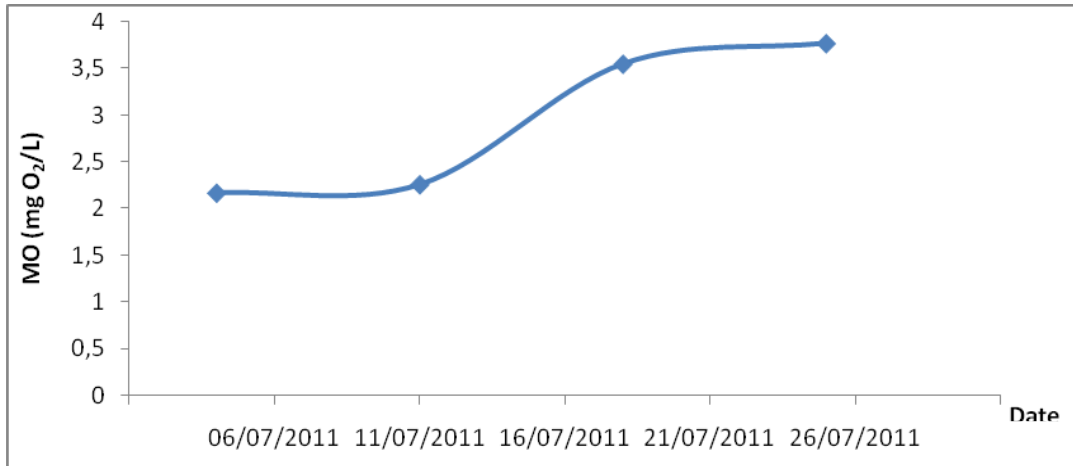


Figure III.7 Evolution de la MON au cours du mois de Juillet.

Nous remarquons une augmentation de la MON de 2 jusqu'à 4 mg O₂/L (Figure III.7).

4^{ième} suivi : mois d'Août.

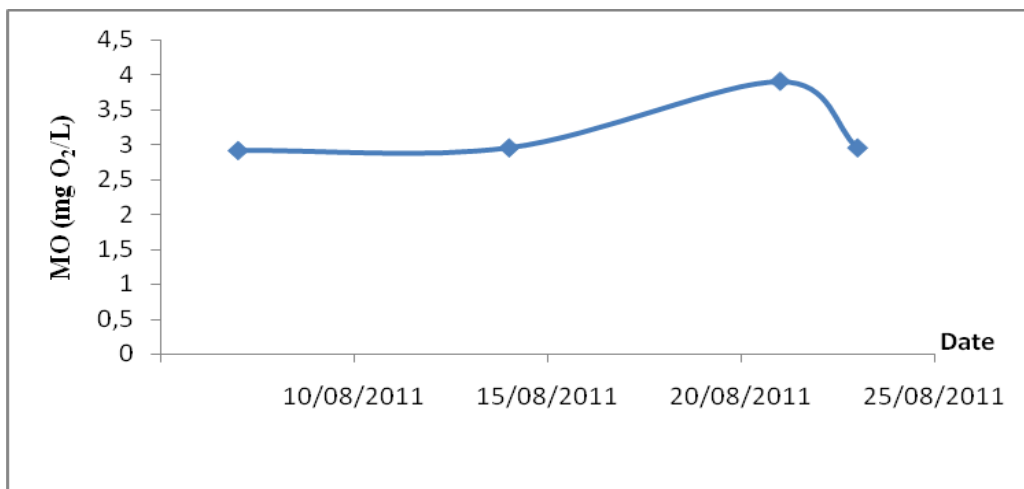


Figure III.8 Evolution de la MON pour le mois d'Août.

Nous remarquons une augmentation jusqu'à 4 mg/L ensuite une diminution jusqu'à 2,5 mg/L (Figure III.8).

- Conclusion

La charge variable de la MON est due essentiellement à l'activité algale qui augmente durant la saison des grandes chaleurs et diminue à la fin de la saison [39].

III.2.4 Contrôle chimique

III.2.4.1 Suivi de la réduction de la turbidité par CA

De l'eau brute prélevée du BB à laquelle nous avons ajouté un coagulant, en l'occurrence il s'agit du sulfate d'aluminium qui est plus utilisé dans la STESA et à différentes doses : $C_1 = 5$ mg/L ; $C_2 = 10$ mg/L ; $C_3 = 15$ mg/L ; $C_4 = 20$ mg/L ; $C_5 = 25$ mg/L ; $C_6 = 30$ mg/L. Pour les essais de CA, au début de nos essais et avant d'ajouter le coagulant nous avons baissé le pH à différentes valeurs : pH = 7,2 ; 6,5 ; 6 et 5,5. Ces expériences ont été faites grâce au jar test. Les résultats sont représentés dans les Figures III. 9-12. Ces Figures représentent le pourcentage de réduction de la turbidité $R_T(\%)$ en fonction de la dose du coagulant C (mg/L).

- Pour le 1^{er} essai : mois de Mai, nous avons obtenu la courbe présentée à la Figure III.9.

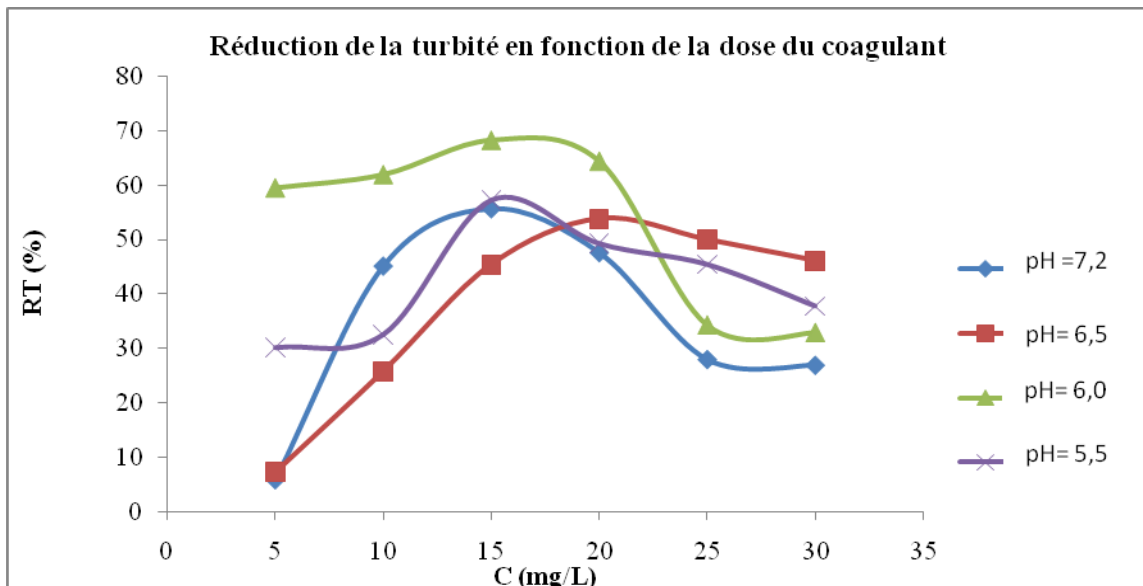


Figure III. 9 Réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant pour CA.

Nous remarquons que la dose optimale du coagulant est 15 mg/L avec un rendement de 70% à pH = 6.

- pour pH 7,2; $C = 15$ mg/L.
- pour pH 6,5; $C = 20$ mg/L.
- pour pH 6; $C = 15$ mg/L.
- pour pH 5,5; $C = 15$ mg/L.
- Pour le 2^{ième} essai, mois de Juin, nous avons obtenu la courbe présentée à la Figure III.10.

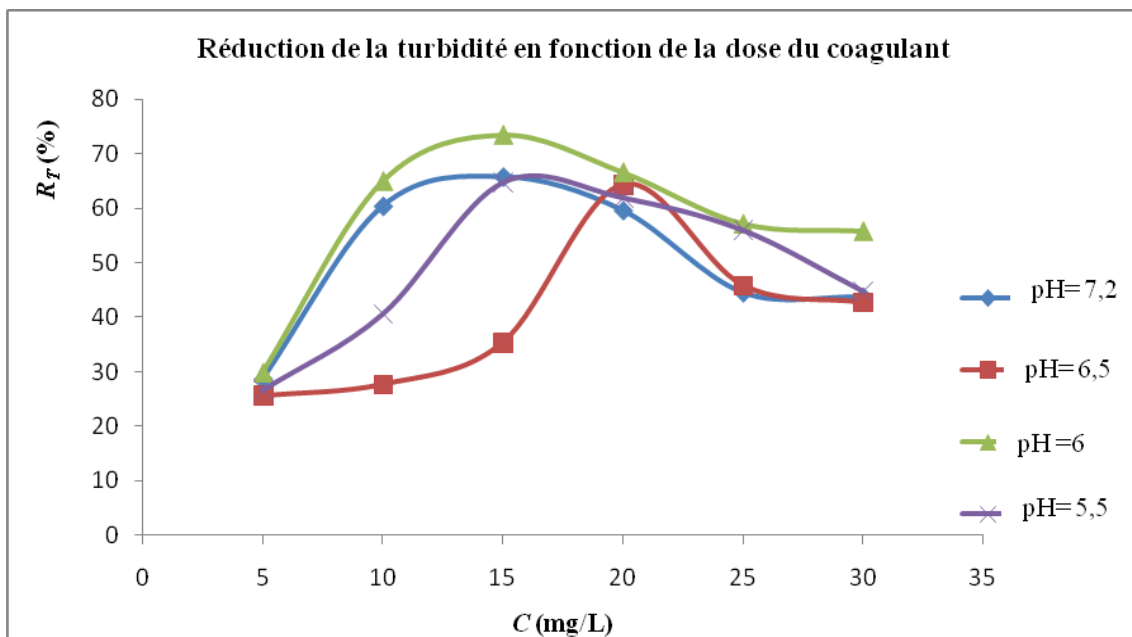


Figure III.10 Réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant pour CA.

Nous remarquons que la dose optimale du coagulant est 15 mg/L avec un rendement de 74% à pH = 6.

- A pH 7,2; $C = 15$ mg/L.
- A pH 6,5; $C = 20$ mg/L.
- A pH 6; $C = 15$ mg/L.
- A pH 5,5; $C = 15$ mg/L.
- Pour le 3^{ième} essai, mois de Juillet, nous avons obtenu la courbe présentée à la Figure III.11.

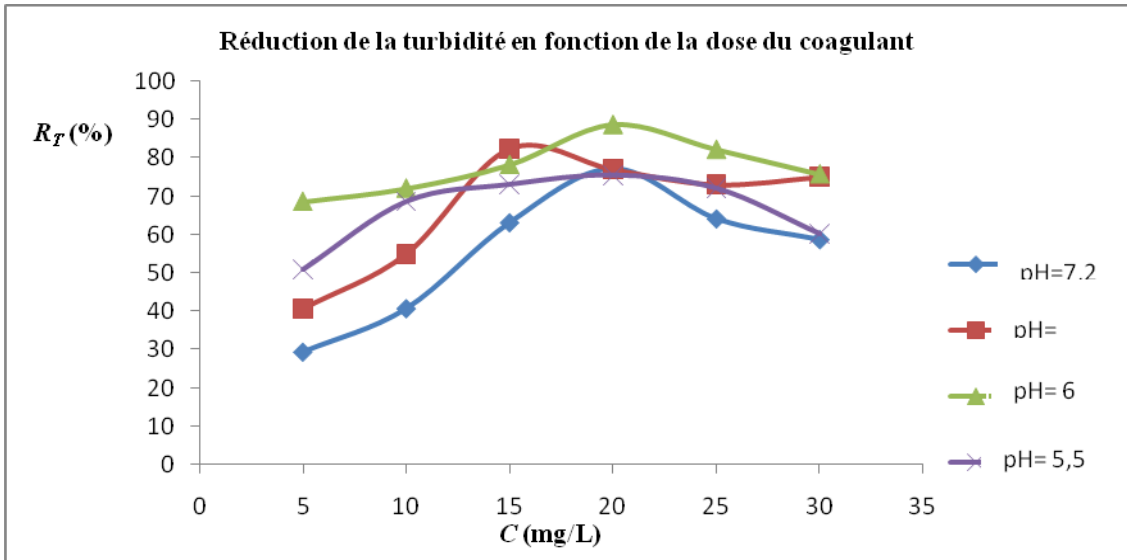


Figure III.11 Réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant pour CA. Nous remarquons que la dose optimale du coagulant est 15 mg/L avec un rendement de 89% à pH= 6.

- A pH 7,2; $C = 20$ mg/L.
- A pH 6,5; $C = 15$ mg/L.
- A pH 6; $C = 20$ mg/L.
- A pH 5,5; $C = 20$ mg/L.

- Pour le 4^{ième} essai celui du mois d’Août nous avons représenté les résultats comme sui (Figure III.12) :

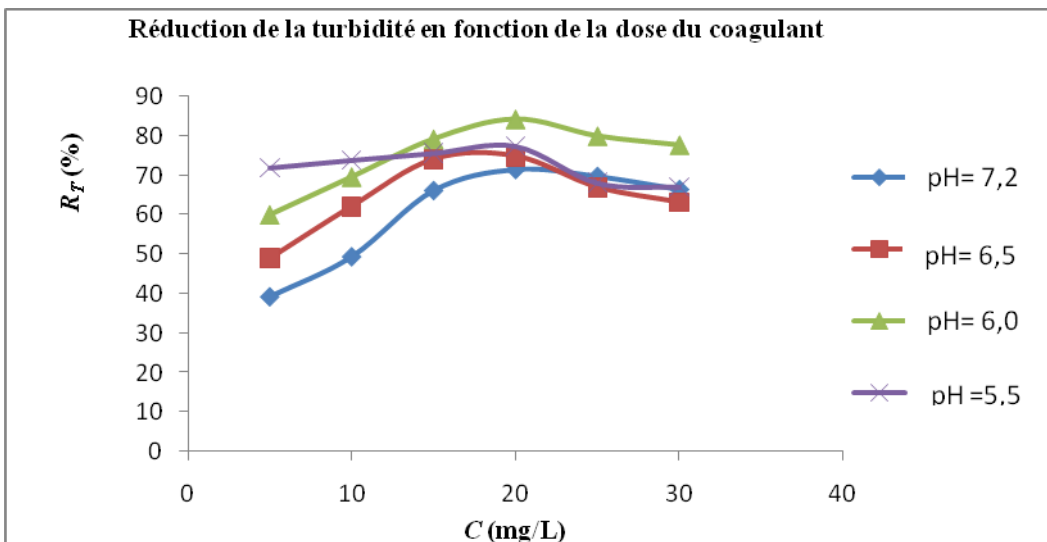


Figure III.12 Réduction de la turbidité en fonction de la dose du coagulant.

Nous remarquons que la dose optimale du coagulant est 15 mg/L avec un rendement de 84% à pH = 6.

- A pH 7,2; $C = 20$ mg/L.
- A pH 6,5; $C = 20$ mg/L.
- A pH 6; $C = 20$ mg/L.
- A pH 5,5; $C = 15$ mg/L.

- Conclusion

D'après cette étude, nous constatons qu'un meilleur rendement d'élimination de la turbidité est atteint à $\text{pH} = 6$. A ce pH , nous avons une déstabilisation des particules colloïdales (neutralisation de charge) comme première étape suivie de l'emprisonnement des particules déstabilisées dans un *sweep* floc. En effet, quand on ajoute le coagulant, en l'occurrence il s'agit du sulfate d'aluminium ($\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$) à des concentrations suffisantes pour provoquer une précipitation rapide de l'hydroxyde d'aluminium ($\text{Al}(\text{OH})_{3(s)}$), les particules colloïdales peuvent être "emprisonnées" dans ces précipités au cours de leur formation. Il s'agit donc d'une capture physique des particules colloïdales. Quand le pH de l'eau se situe dans un domaine acide (pH allant de 5 à 7), le floc constitué de molécules de $\text{Al}(\text{OH})_{3(s)}$ possède habituellement une légère charge positive de moindre importance par rapport à celles portée par les cations Al^{3+} , $\text{Al}(\text{OH})^{2+}$ et $\text{Al}(\text{OH})_2^+$. Cette charge positive pousse certains auteurs à dire que la « *sweep coagulation* » est une seconde forme de la neutralisation de charge. En fait, la présence de certains anions et de particules colloïdales dans la solution accélère la formation du précipité, c'est l'étape de la coagulation par entraînement ou balayage (*sweep coagulation*) (Figure III.13) [38].

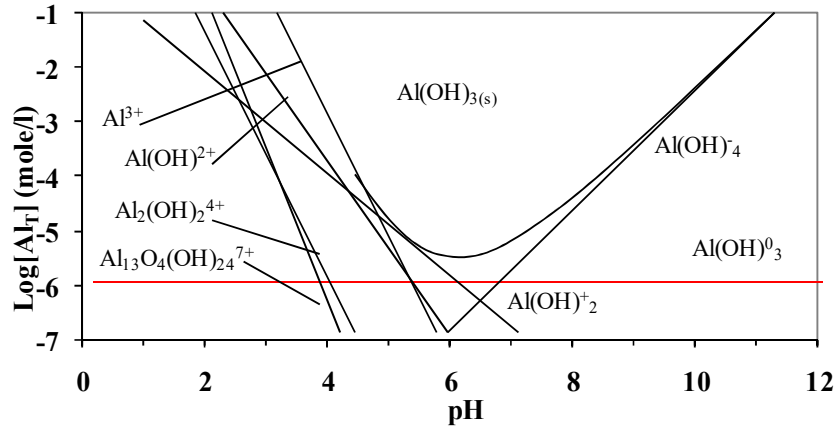


Figure III.13. Diagramme de solubilité dans l'eau de $\text{Al(OH)}_{3(s)}$ amorphe à 25°C [38].

III.2.4.2 Suivi de la réduction de la MON par CA

Suite aux différents essais de jar test, nous avons effectué une analyse de la MON en milieu acide. Les résultats sont représentés dans les Figures III.14-17.

- 1^{er} essai : mois de Mai

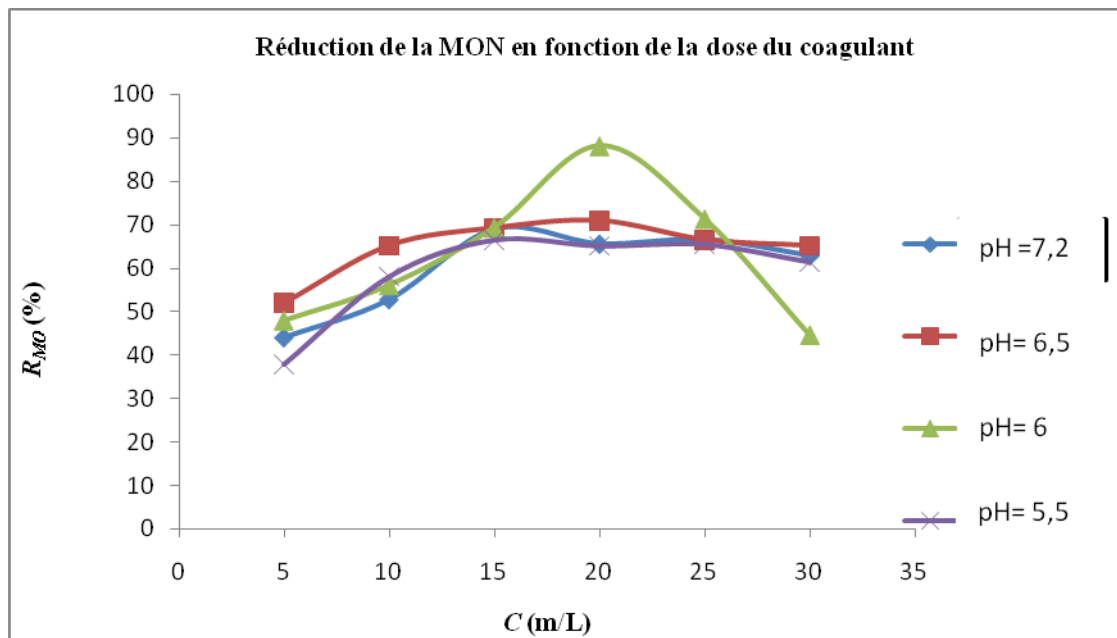


Figure III.14 Réduction de la MON (R_{MO}) par CA en fonction de la dose du coagulant (C (mg/L)).

Une dose de 20 mg/L du coagulant et à $\text{pH} = 6$ correspond à un rendement d'élimination de 88% de la MON (Figure III.14).

2^{ème} essai : mois de Juin

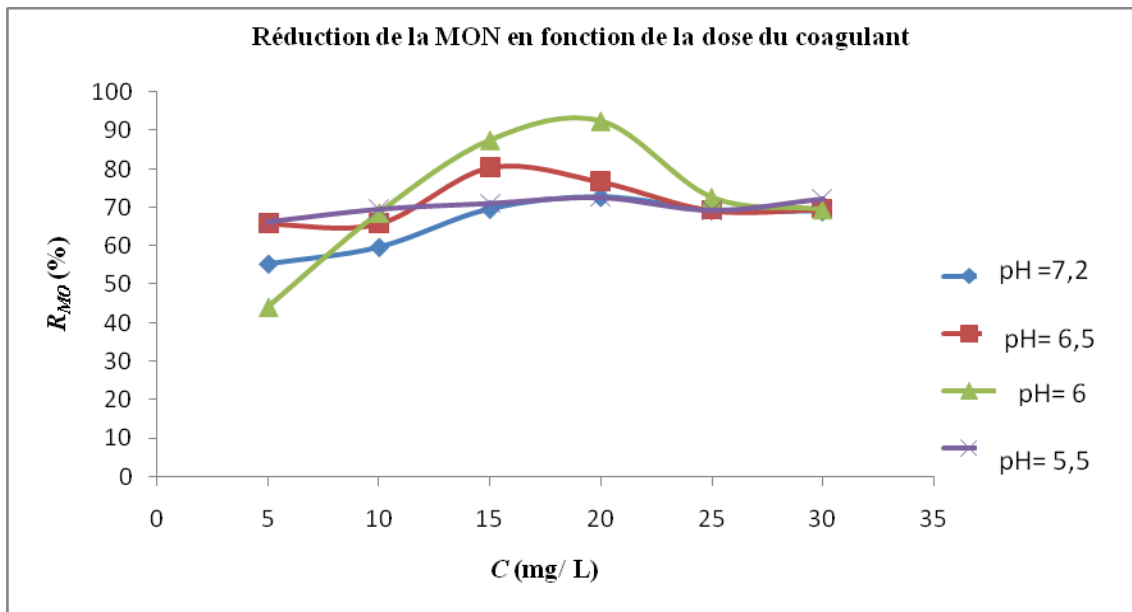


Figure III.15 Réduction de la MON par CA en fonction de la dose du coagulant.

Une dose de coagulant de 20 mg/L correspond à une bonne élimination de 92% de la MON à pH = 6 (Figure III.15).

- 3^{ème} essai : mois de Juillet, les résultats sont représentés dans la Figure III.16.

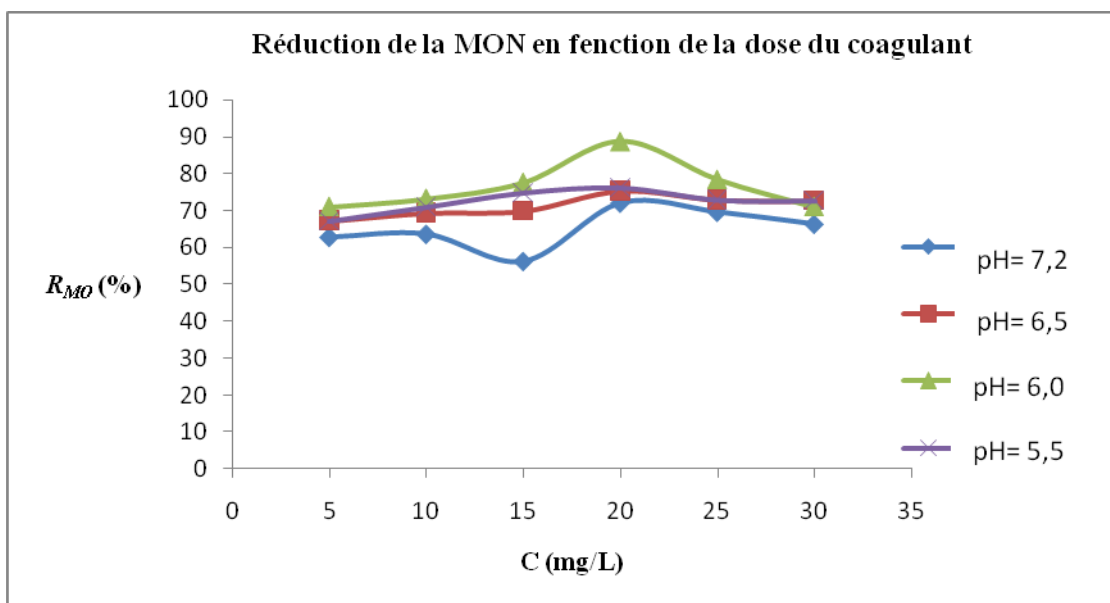


Figure III.16 Réduction de la MON par CA en fonction de la dose du coagulant.

Une dose de 15 mg/L correspond à une bonne élimination de 78% la MON à pH = 6 (Figure III.16).

- Pour le 4^{ième} essai : mois d’Août

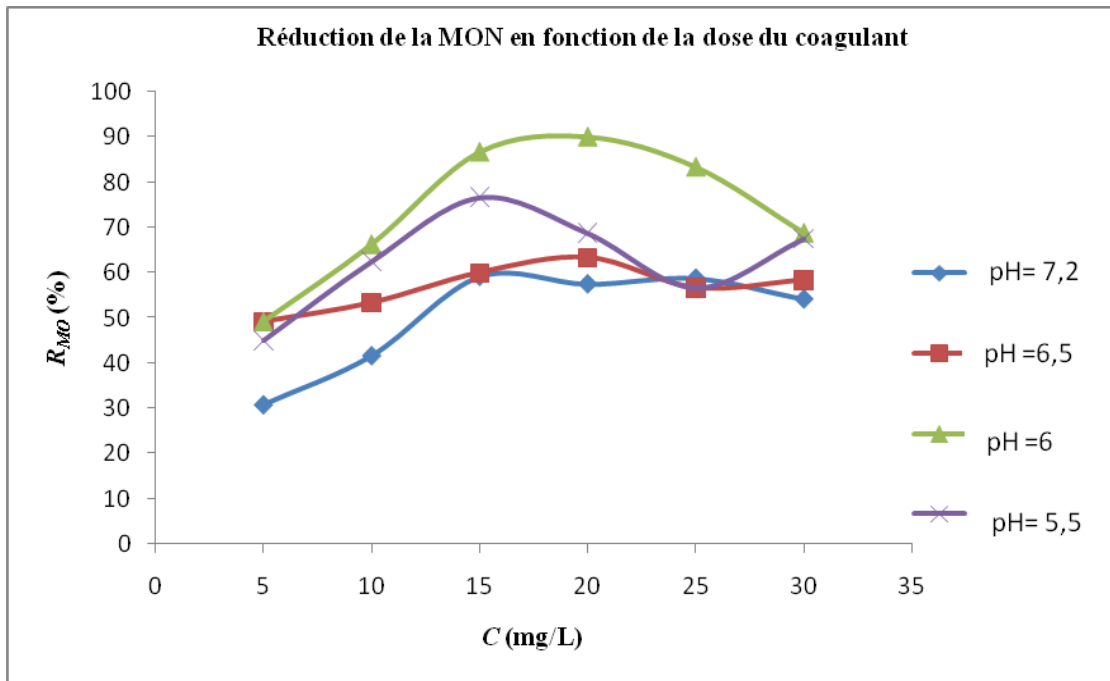


Figure III.17 Réduction de la MON par CA en fonction de la dose du coagulant.

Une dose de 20 mg/L correspond à une bonne élimination de la MON qui est de 90% pour un pH = 6 (Figure III.17).

- Conclusion

D’après cette étude, nous remarquons qu’à pH = 6, nous avons obtenu un rendement d’élimination de la MON maximum de 92%. Cela est du à la formation de $Al(OH)_{3(s)}$ comme adsorbant de la MON (Figure III.13) [38]

III.2.4.3 Suivi des paramètres indésirables

Parmi les paramètres indésirables, il y a le fer et l’aluminium. Leur suivi durant les quatre mois du stage est comme suit :

- ❖ Aluminium résiduel :

1^{er} essai : mois de Mai

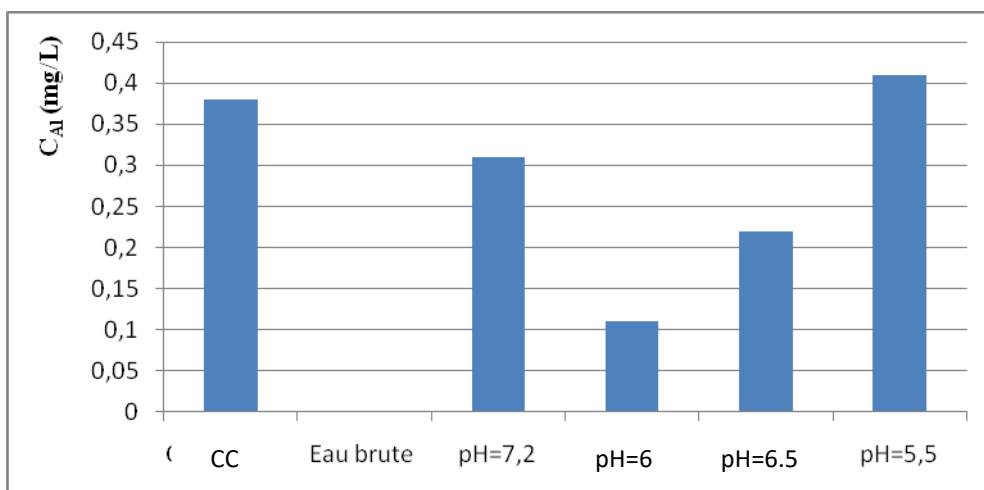


Figure III.18 Concentration d'aluminium résiduel à différentes valeurs de pH de l'eau coagulée.

La présence de l'aluminium a pour origine le coagulant qui est utilisé dans la STESA : c'est le sulfate d'aluminium. C'est pour cette raison qu'il n'y a pas une présence d'aluminium dans l'eau brute (Figure III.18). D'après les résultats qui sont représentés par cet histogramme (Figure III.18), nous remarquons qu'à pH = 6 l'aluminium résiduel est à 0,11 mg/L qui reste acceptable puisque la norme adoptée par l'OMS est à 0,3 mg/L. Le pH = 6 confirme encore une fois ici qu'il peut être conseillé à la STESA.

2^{ième} essai : mois de Juin

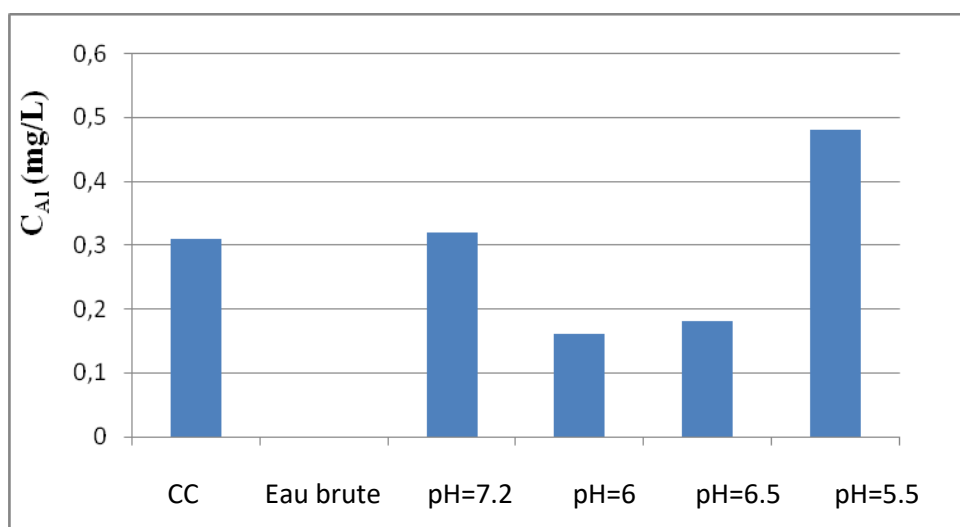


Figure III.19 Concentration d'aluminium à différentes valeurs de pH.

Dans ce cas (Figure III.19), nous remarquons que l'eau brute ne contient pas de l'aluminium par rapport à d'autres milieux qui contiennent de l'aluminium résiduel comme à la CC (égale à 0,34 mg/L) et qui diminue à pH = 6 (0,13 mg /L).

3^{ème} essai : mois Juillet

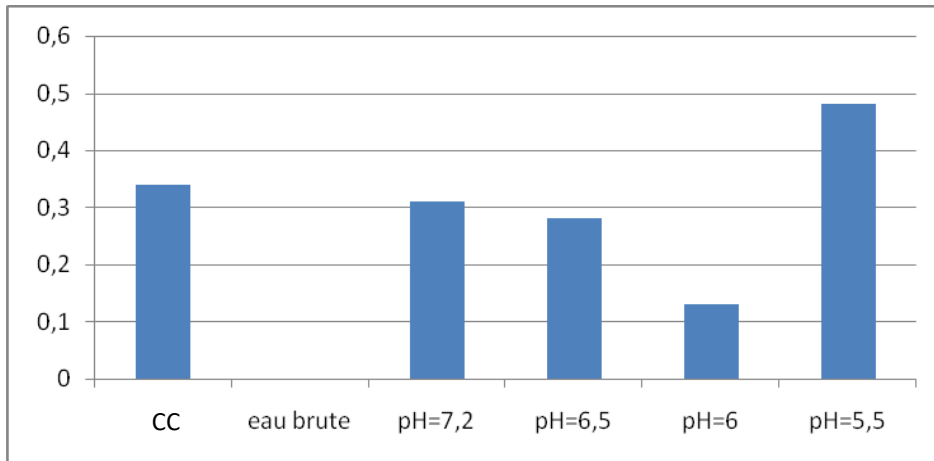


Figure III.20 Concentration d'aluminium à différentes valeurs de pH.

L'eau brute ne contient pas d'aluminium résiduel tandis que les autres solutions contiennent de l'aluminium résiduaire (Figure III.20). Ceci est du au coagulant utilisé. Le pH = 6 est encore le meilleur parce qu'il y a peu d'aluminium résiduel.

4^{ème} essai : mois d'Août

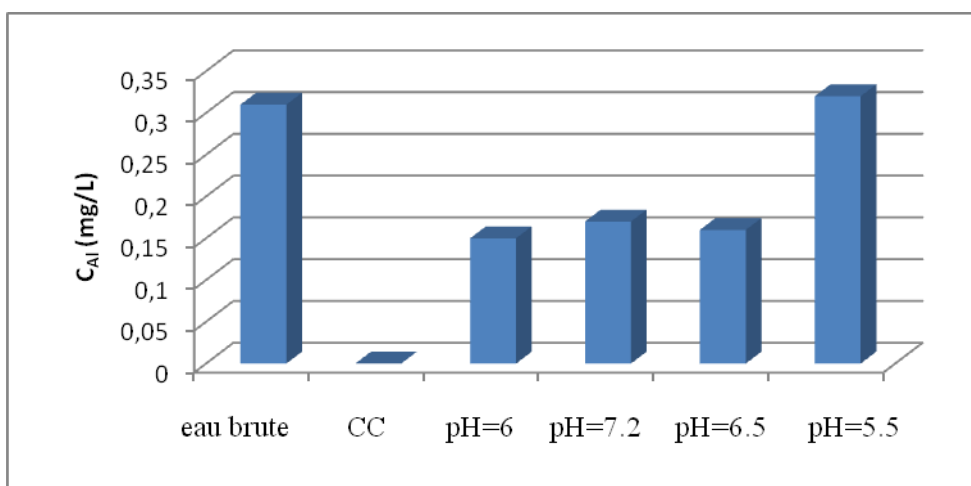


Figure III.21 Concentration d'aluminium à différentes valeurs de pH.

Au mois d'Août également, l'eau brute ne contient pas d'aluminium résiduel tandis que les autres solutions contiennent de l'aluminium résiduel. Ceci est dû au coagulant utilisé. Le pH = 6 est le meilleur parce qu'il y a peu d'aluminium résiduel (Figure III.21).

- Conclusion

L'eau brute ne contient pas d'aluminium résiduel, donc son origine est le coagulant ajouté. La concentration de l'aluminium résiduel varie selon la dose du coagulant et selon le pH. La concentration de l'aluminium résiduel dans tous les milieux est proche l'une de l'autre et ne dépassent souvent pas les normes Algériennes (0,20 mg/L).

- ❖ Fer résiduel :

1^{er} essai : mois Mai

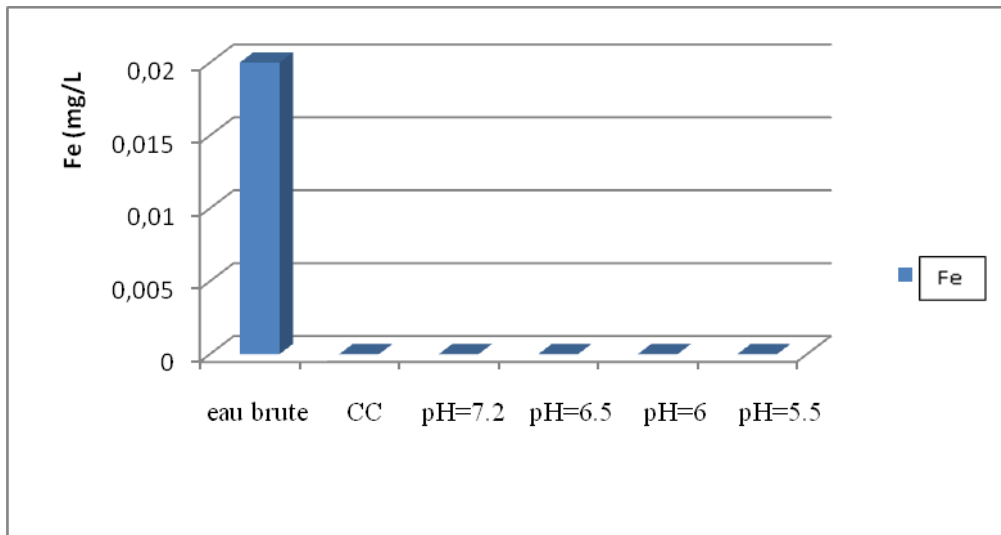


Figure III.22 Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que la coagulation élimine le fer présent initialement dans l'eau brute du BB. Ceci peut s'expliquer par la consommation de ce métal lors de la coagulation (Figure III.22).

2^{ième} essai : mois de Juin

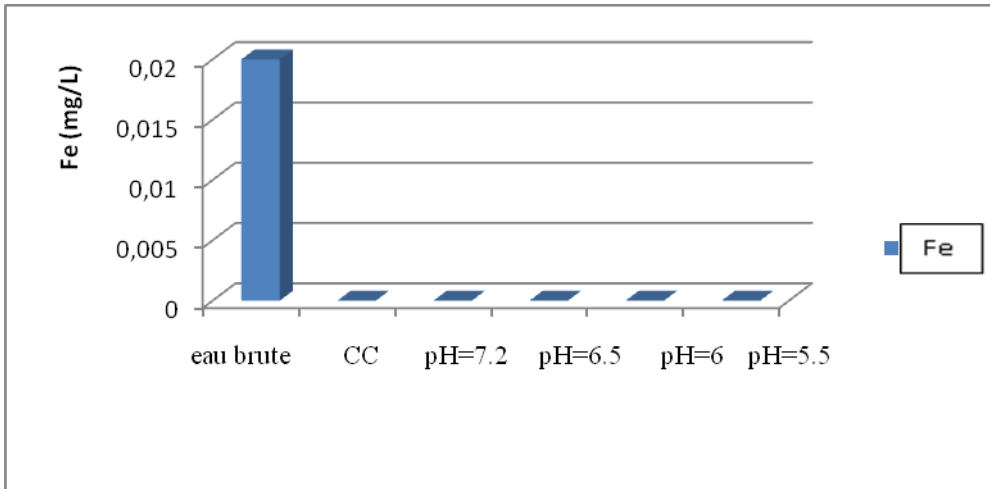


Figure III.23 Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que le mécanisme de la coagulation élimine le fer présent initialement dans l'eau brute du BB. Ceci peut s'expliquer par la consommation de ce métal lors de la coagulation (Figure III.23).

3^{ème} essai : mois de Juillet

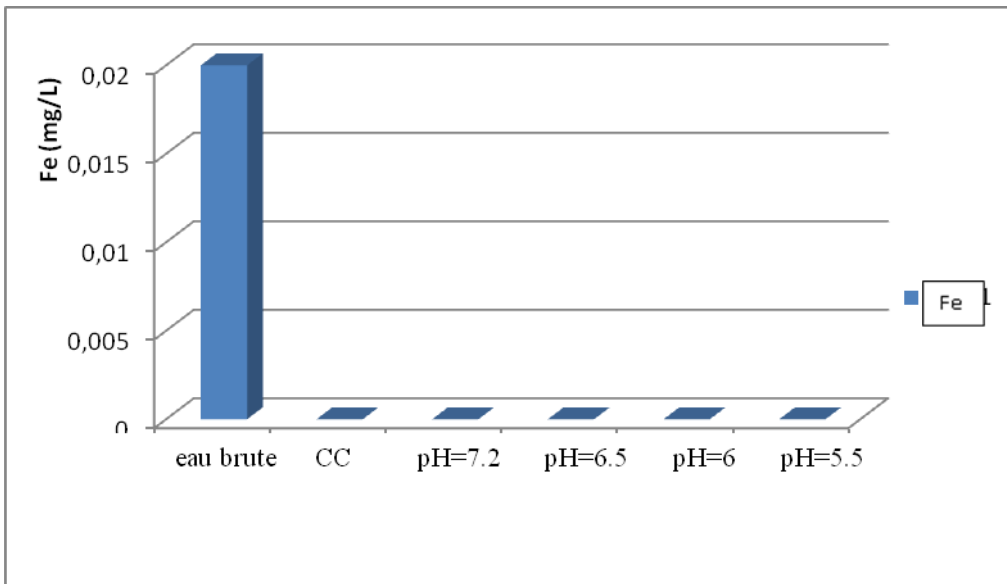


Figure III.24 Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que le mécanisme de la coagulation élimine le fer présent initialement dans l'eau brute du BB. Ceci peut s'expliquer par la consommation de ce métal lors de la coagulation (Figure III.24).

4^{ème} essai : mois d'Août

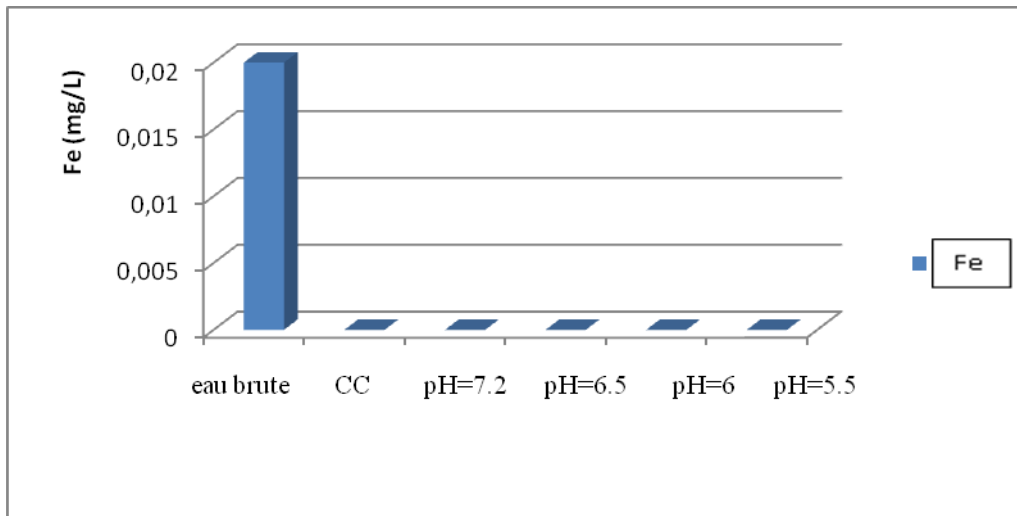


Figure III.25 Concentration du fer à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que la coagulation élimine le fer présent initialement dans l'eau brute du BB. Ceci peut s'expliquer par la consommation de ce métal lors de la coagulation (Figure III.25).

- Conclusion

D'après le suivi que nous avons effectué (Figures III.22-25), nous avons remarqué qu'il y'avait une présence de fer dans l'eau brute du BB en petite concentration (qui est conforme aux normes de potabilité) et le mécanisme de la coagulation élimine le fer présent dans l'eau brute car le fer contribue à la formation des floccs [38].

III.2.4.4 Suivi de la minéralisation globale

Le suivi de la minéralisation globale est réalisé l'appréciation des paramètres suivis qui sont : le calcium (Ca^{2+}), le magnésium (Mg^{2+}), les chlorures (Cl^-), les bicarbonates (HCO_3^-), et les sulfates (SO_4^{2-}).

- ❖ Calcium (Ca^{2+})

1^{er} essai : mois de Juin

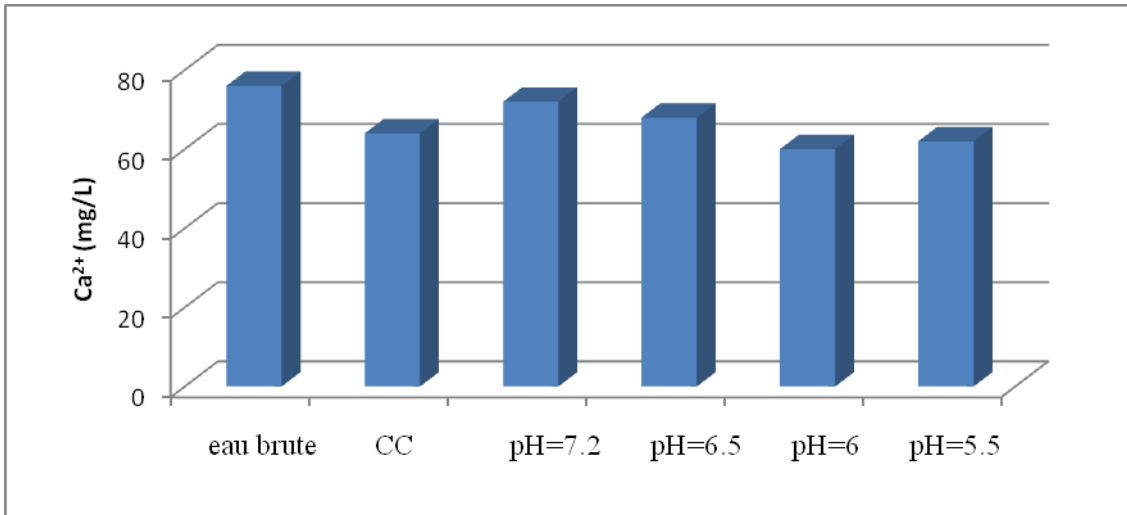


Figure III.26 Concentration de Ca²⁺ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que l'eau brute contient du calcium et la coagulation n'élimine pas les Ca²⁺ présents dans l'eau brute (Figure III.26).

2^{ème} essai : mois de Juillet

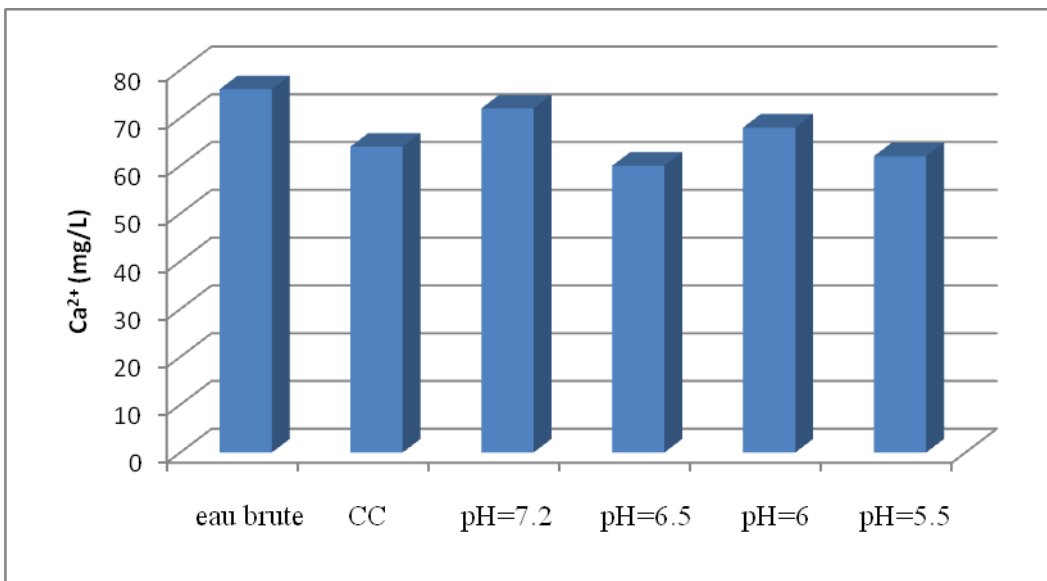


Figure III.27 Concentration de Ca²⁺ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que l'eau brute contient du calcium et la coagulation n'élimine pas les Ca²⁺ présents dans l'eau brute (Figure III.27).

3^{ème} essai : mois d'Août

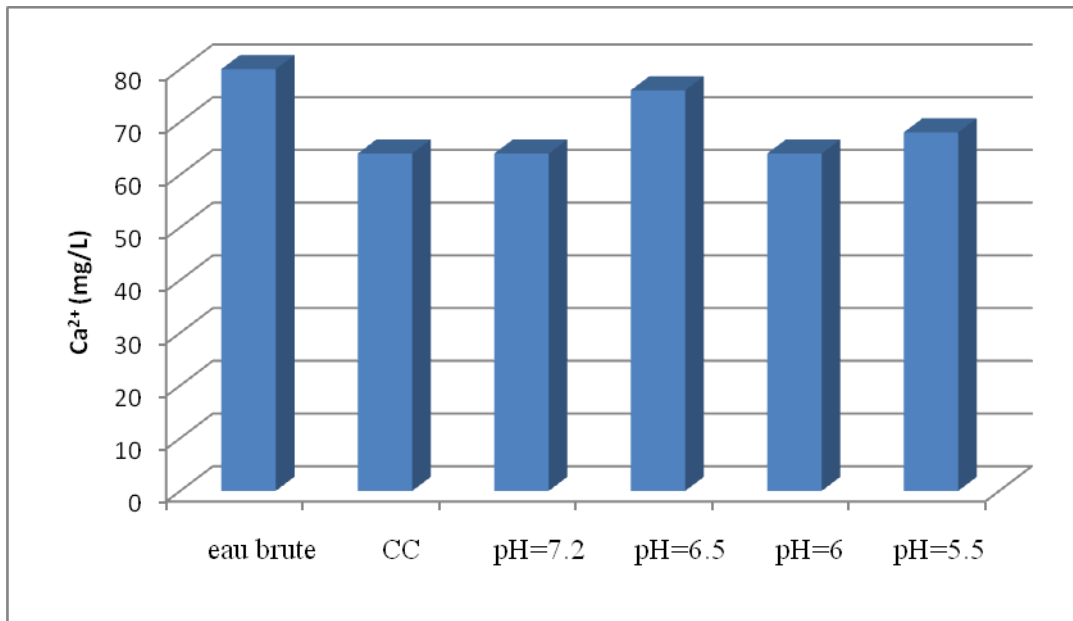


Figure III.28 Concentration de Ca²⁺ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que l'eau brute contient du calcium et la coagulation n'élimine pas les Ca²⁺ présents dans l'eau brute (Figure III.28).

- Conclusion

D'une manière générale, nous remarquons qu'il y a une petite diminution des sels de Ca²⁺ par rapport à l'eau brute. Cette diminution est due aux interactions entre les ions Ca²⁺ et les particules colloïdales lors de la coagulation [5].

- ❖ Magnésium (Mg²⁺)

1^{er} essai : mois de Juin

Nous remarquons que la CA élimine le magnésium mieux que la CC même si que cet écart n'est pas grand (Figure III.29).

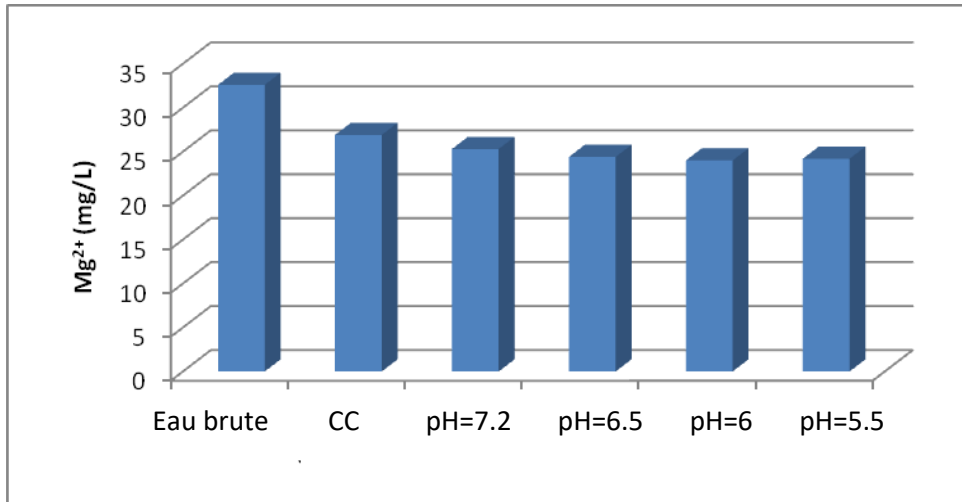


Figure III.29 Concentration de Mg²⁺ à différentes valeurs du pH.

2^{ème} essai : mois de Juillet

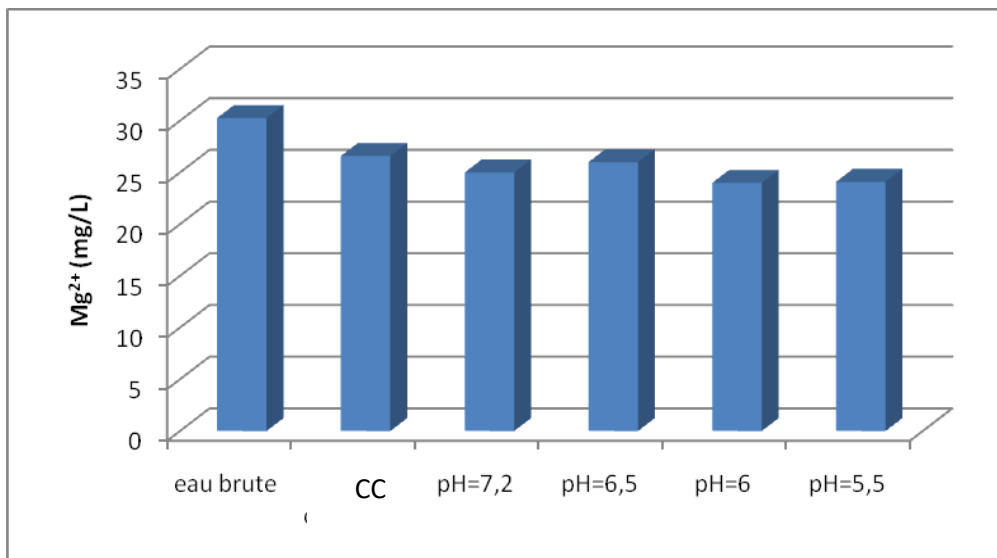


Figure III.30 Concentration de Mg²⁺ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que la CA élimine le magnésium mieux que la CC, nous remarquons aussi que cet écart n'est pas grand (Figure III.30).

3^{ème} essai : mois d'Août

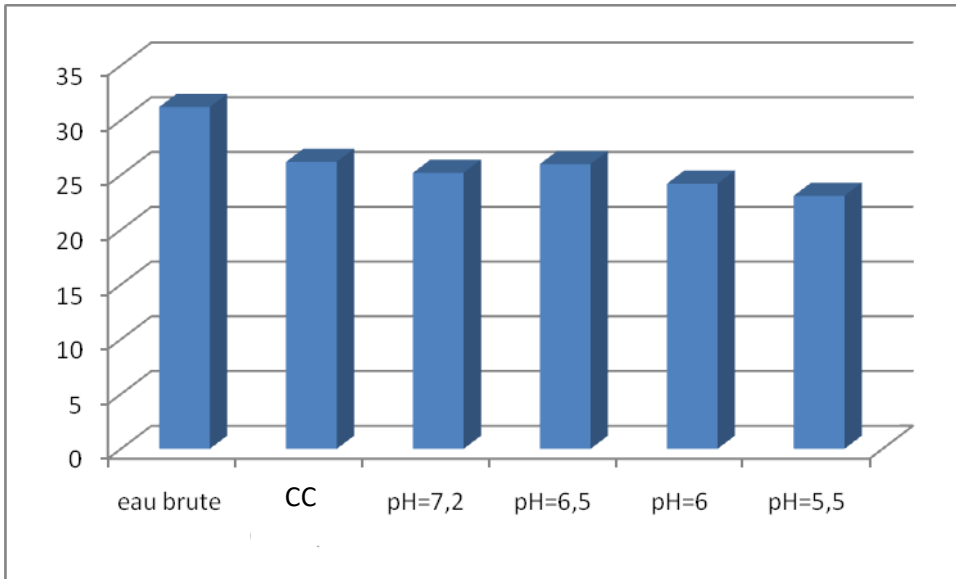


Figure III.31 Concentration de Mg²⁺ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que la CA élimine le magnésium mieux que la CC ; nous remarquons que cet écart n'est pas grand (Figure III.31).

- Conclusion

Nous remarquons une très bonne minéralisation qui correspond aux normes de potabilité.

- ❖ Chlorures

1^{er} essai : mois de Juin

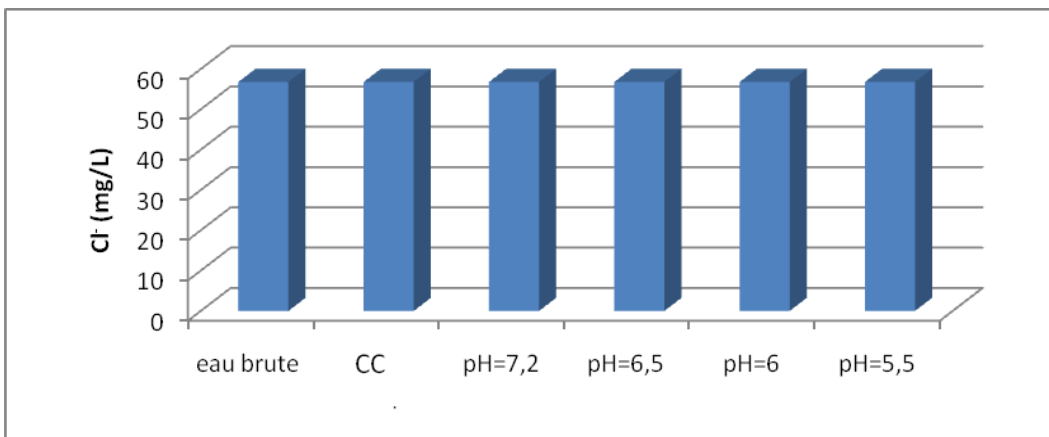


Figure III.32 Concentration de Cl⁻ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons qu'il n'y a pas de changement de la concentration de Cl^- , la coagulation n'a pas éliminé les chlorures (Figure III.32).

2^{ème} essai : mois de Juillet

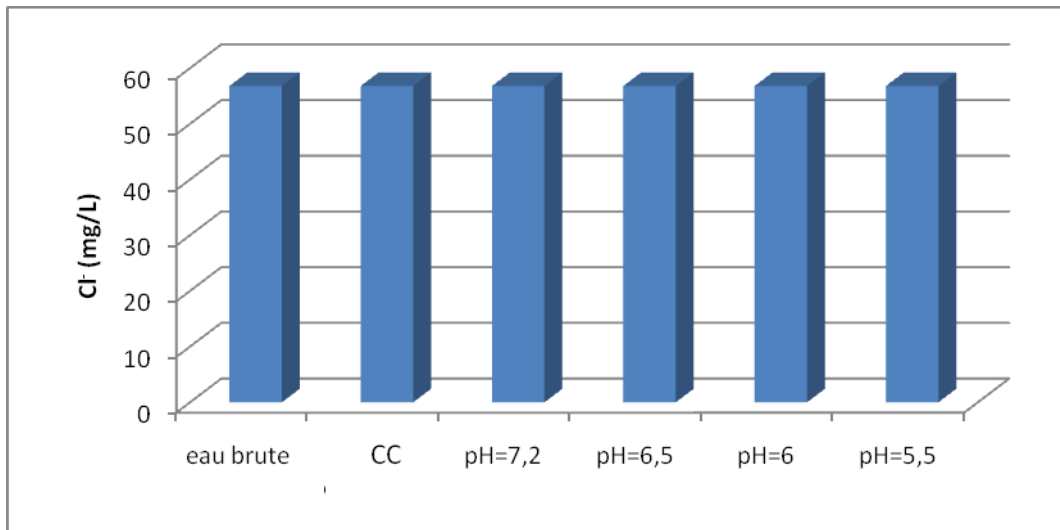


Figure III.33 Concentration de Cl^- à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons qu'il n'y a pas de changement de la concentration de Cl^- , la coagulation n'élimine pas les chlorures (Figure III.33).

3^{ème} essai : mois d'Août

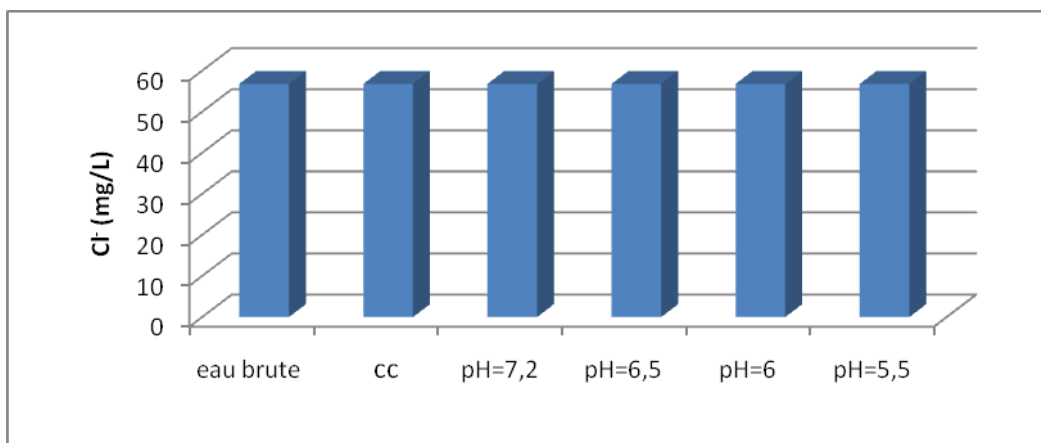


Figure III.34 Concentration de Cl^- à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons qu'il n'y a pas de changement de la concentration de Cl^- , la coagulation n'élimine les chlorures (Figure III.34).

❖ Bicarbonates

1^{er} essai : mois de Juin

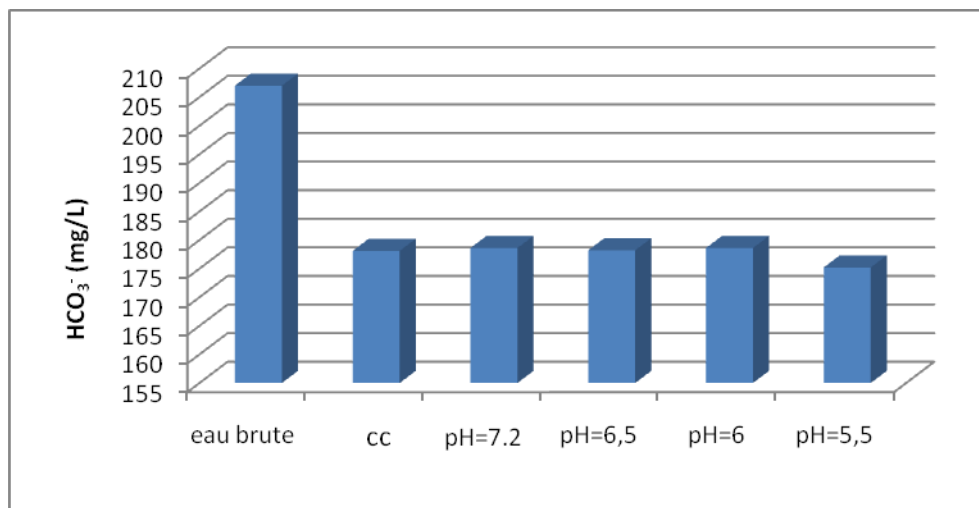


Figure III.35 Concentration de HCO_3^- à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que la teneur en HCO_3^- diminue légèrement avec la diminution du pH (Figure III.35).

2^{ième} essai : mois de Juillet

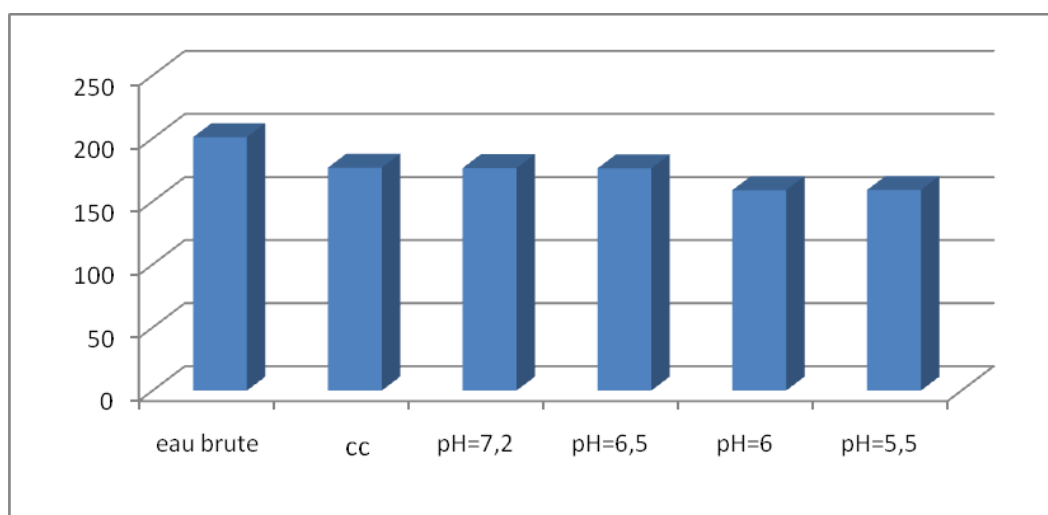


Figure III.36 Concentration de HCO_3^- à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que la teneur en HCO_3^- diminue légèrement avec la diminution du pH (Figure III.36).

3^{ème} essai : mois d'Août.

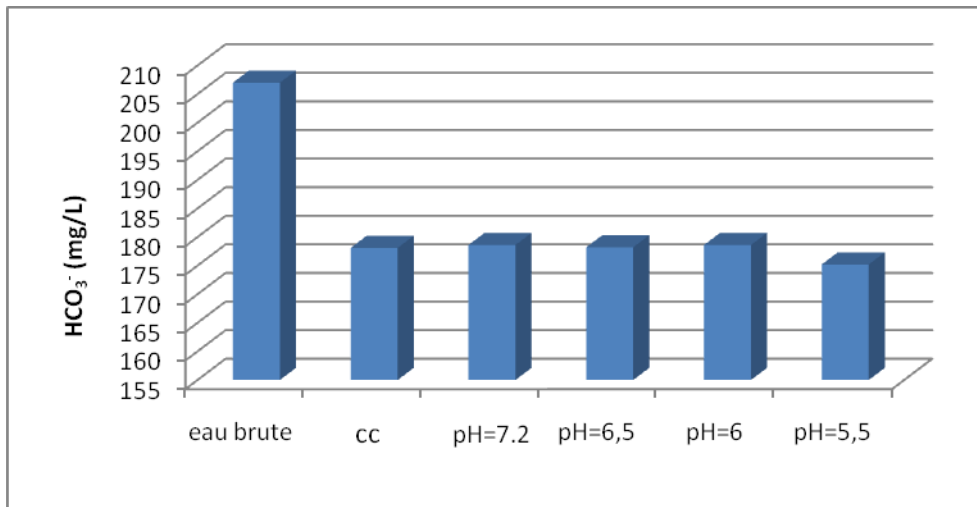


Figure III.37 Concentration de HCO₃⁻ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons que la teneur en HCO₃⁻ diminue légèrement avec la diminution du pH (Figure III.37).

❖ Sulfate

1^{er} essai : mois de Juin.

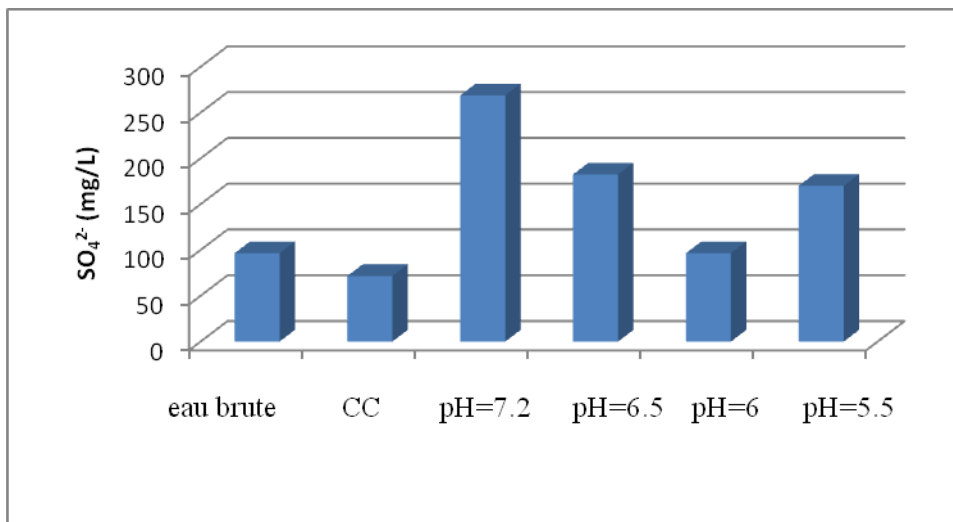


Figure III.38 Concentration de SO₄²⁻ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons une augmentation des sulfates due au coagulant utilisé (Figure III.38).

2^{ème} essai : mois de Juillet

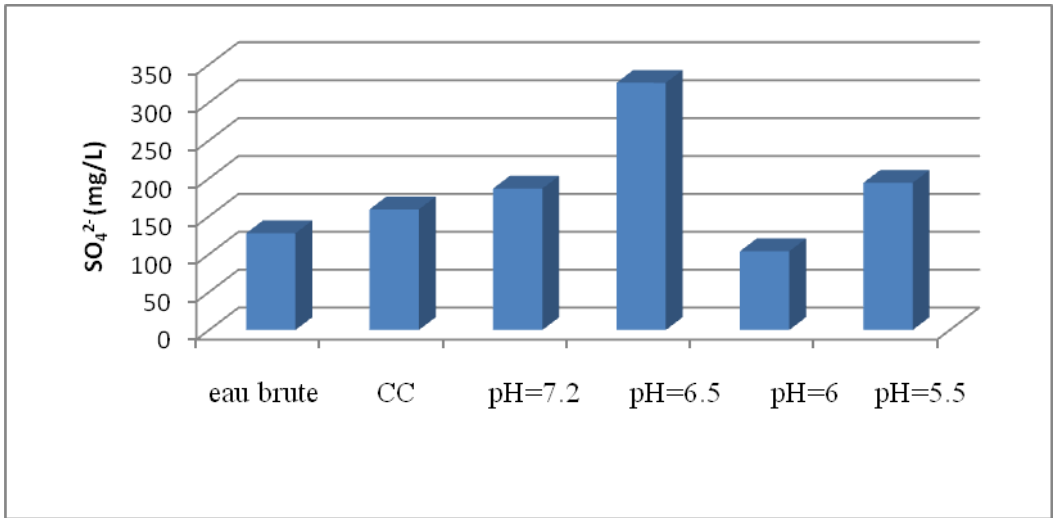


Figure III.39 Concentration de SO₄²⁻ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons une augmentation des sulfates due au coagulant utilisé (Figure III.39).

3^{ème} essai : mois d’Août

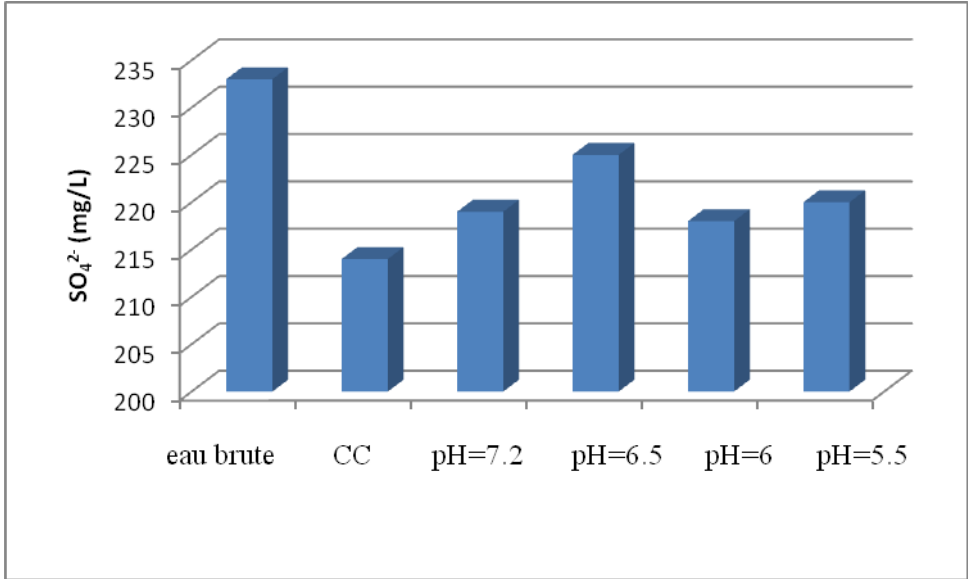


Figure III.40 Concentration de SO₄²⁻ à différentes valeurs du pH.

Nous remarquons une augmentation des sulfates due au coagulant utilisé (Figure III.40).

- Conclusion

D’une manière générale, l’augmentation dans la teneur des sulfates dans les eaux coagulées par rapport à l’eau brute est due au coagulant utilisé qui est le sulfate d’aluminium.

III.2.5 Etude bactériologique

Dans le but de vérifier si la coagulation élimine les bactéries présentes dans l'eau ou pas en particulier dans le cas de l'ajout de l'acide (c'est-à-dire pour la CA) pour savoir s'il a un effet sur l'abattement des bactéries. Cette étude est représentée comme suit :

1^{er} essai : moi de Juin

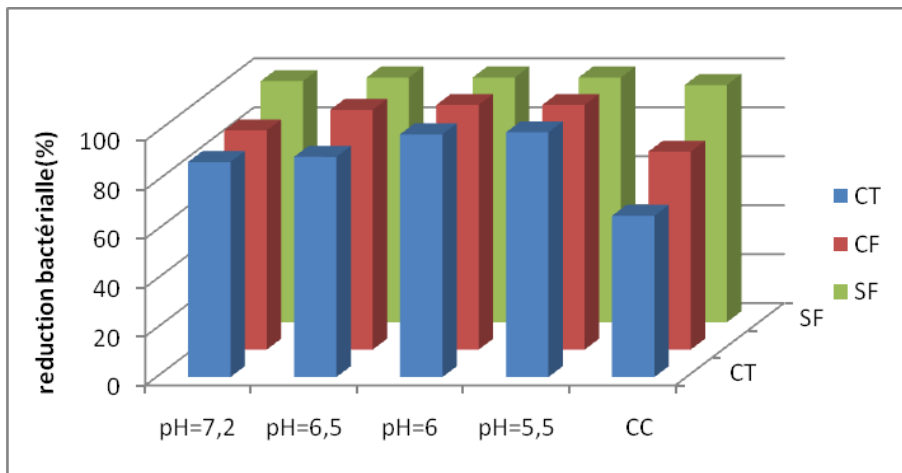


Figure III.41 Réduction bactériale en fonction des valeurs du pH.

Nous remarquons que la coagulation avec acide (Figure III.41) élimine mieux les bactéries que la coagulation sans acide : à pH 5,5 nous avons une élimination à 100% des coliformes totaux (CT), coliformes fécaux (CF) et streptocoques fécaux (SF).

2^{ième} essai : mois de Juillet

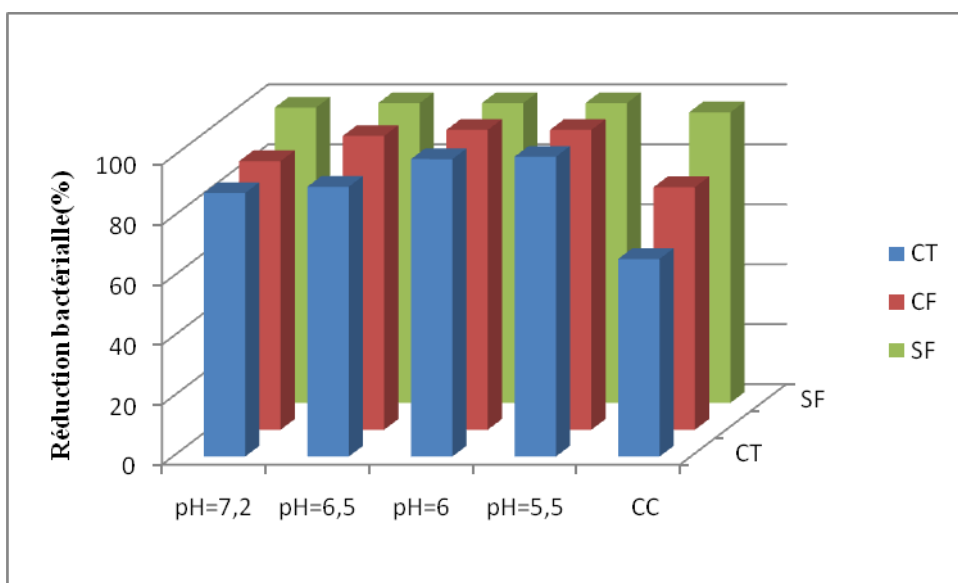


Figure III.42 Réduction bactériale en fonction des valeurs du pH

Nous remarquons que la coagulation avec acide (Figure III.42) élimine mieux les bactéries que la coagulation sans acide; à pH 5,5 nous avons une élimination à 100% des CT, CF et SF.

3^{ème} essai : mois d'Août

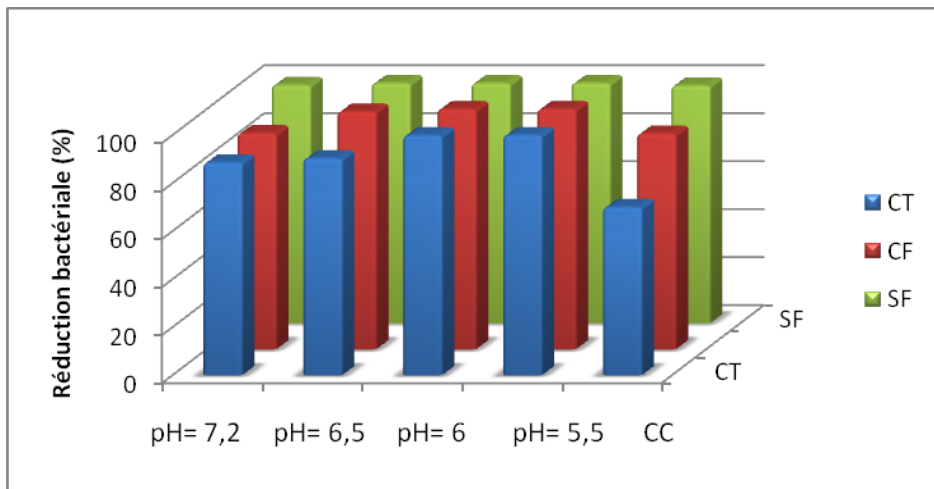


Figure III.43 Réduction bactériale en fonction des valeurs du pH

Du mois de Juin jusqu'au mois d'Août (Figure III.43), nous remarquons une augmentation du nombre de germes ; cette augmentation est due à l'augmentation de la température de l'eau brute.

D'autre part, au cours de la coagulation/floculation/décantation, nous remarquons une élimination des CT presque totale (99,9%) à pH 6 et une élimination totale (100%) des CF et SF. Cela peut être expliqué par l'efficacité de la coagulation et la floculation, car les bactéries possèdent au niveau de leurs parois des charges électriques négatives qui seront neutralisées par les charges positives amenées par l'acide (H^+) et le coagulant (Al^{3+} , $Al(OH)^{2+}$, $Al(OH)_2^+$, et $Al(OH)_{3(s)}$) [40].

III.2.6 Etude algale

Les résultats du dénombrement algal, pour l'eau brute du BB, sont représentés comme suit (figure 43, ci-dessous) :

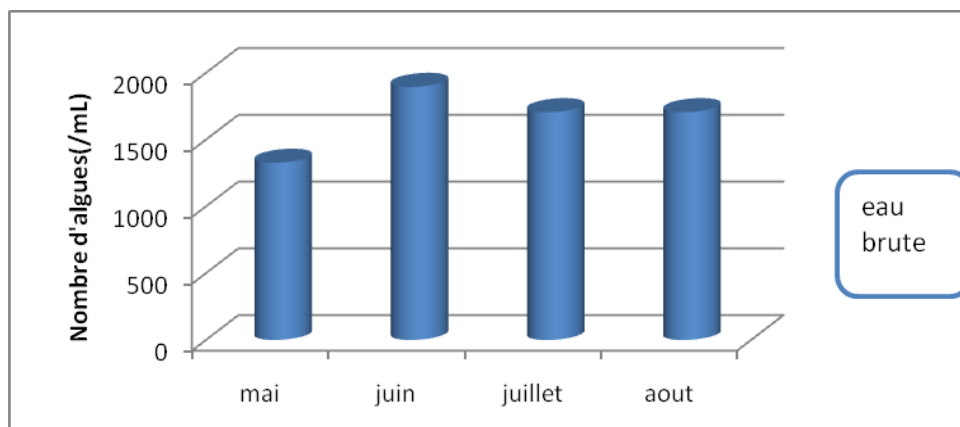


Figure III.44 Dénombrement algal d'eau du BB.

Le but de cette étude est de déterminer le nombre de cellules par unité de volume (mL) trouvées dans l'eau brute au cours des quatre mois (Mai jusqu'au mois d'Août). A partir du mois de Mai jusqu'au mois de Juin, nous remarquons une augmentation du nombre d'algues dans l'eau brute (de 1326 à 1895 cellules/mL) ; cela est dû à l'effet de la température, car une température élevée de l'eau favorise l'accélération des phénomènes vitaux et le développement des algues surtout en période estivale [41]. A partir du mois de Juin jusqu'au mois de Juillet, nous remarquons une diminution du nombre d'algues (1516) ; cela est attribué à l'élimination des sédiments du BB pour le débarrasser des algues ; car après la saison de la croissance, les algues se déposent dans le fond du barrage où elles relâchent leurs nutriments, minéraux et organiques, qui se décomposent et produisent des odeurs nauséabondes [39].

Les résultats de l'analyse quantitative des algues sont présentés au Tableau III.2.

Tableau III 2 Répartition des différentes formes d'algues selon les classes.

Embranchement	Classe	Nombre de germes	Nombre d'espèces
Chlorophytes	Chlorophycées	20	10
Chrysophytes	Chrysophycées	1	1
	Diatomophycées	3	7
Cyanophytes	Cyanophytes	3	3
Rhodophytes	Rhodophycées	1	1
Total	/	28	22
Non identifiées	/	/	7

La Figure III.45 représente les algues récoltées selon les embranchements. L'observation microbiologique des algues a pour but de caractériser les eaux du barrage utilisées pour produire de l'eau potable. L'échantillonnage quantitatif nous a permis de déterminer la présence de 22 espèces réparties sur 28 genres recensés sur des échantillons étudiés.

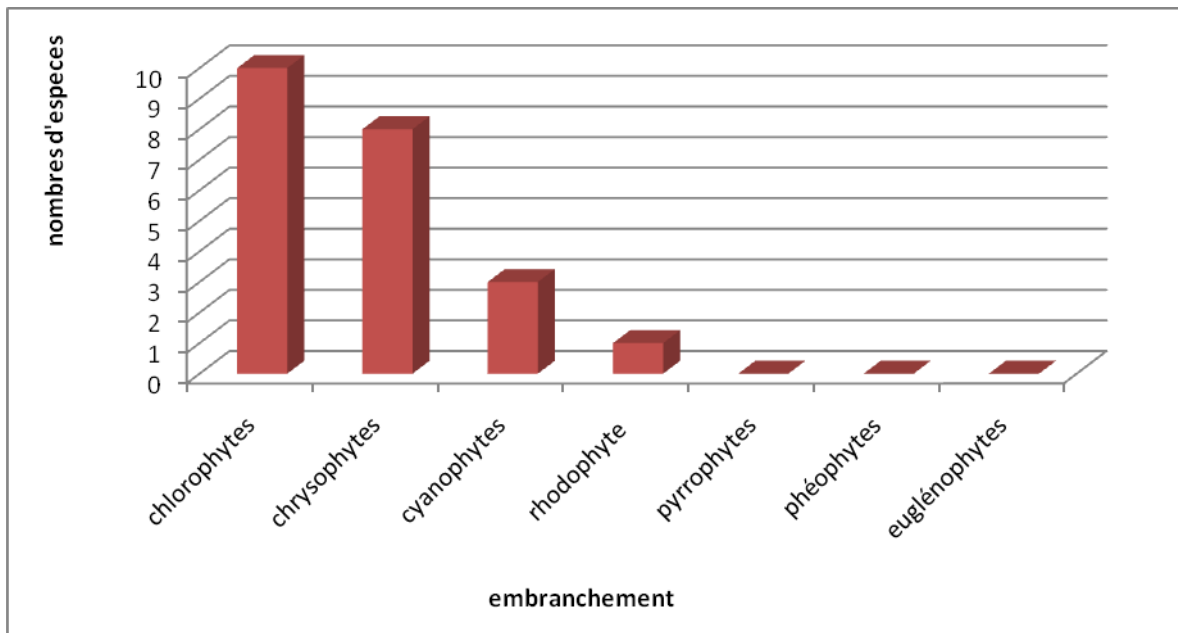


Figure III.45 Répartition des algues récoltées du BB selon les embranchements.

Le BB présente un peuplement phytoplanctonique qui n'est pas diversifié. En effet, nous avons remarqué l'absence de trois embranchements : euglénophytes, pyrrophytes et phéophytes. En plus, le nombre des espèces trouvées est très limité par rapport au Barrage de Keddara qui présente un peuplement phytoplanctonique très diversifié.

En plus, l'embranchement des chlorophytes présente une dominance, avec 10 espèces, suivies par les chrysophytes, avec 8 espèces, puis les cyanophytes, avec 3 espèces, et en dernière classe les rhodophytes avec une seule espèce.

La connaissance du peuplement algale peut être en prise directe avec les problèmes liés au traitement de l'eau et au contrôle du phénomène de l'eutrophisation qui provoque le développement anarchique d'algues ; d'où, découlent tous les problèmes imputables à l'eutrophisation à savoir l'aspect inesthétique du plan d'eau et l'émanation d'odeurs désagréables [24,25].

Parmi les 25 genres identifiés, durant notre stage, 5 genres sont responsables de goûts et odeurs désagréables : *Synedra*, *Pediastrum*, *Scendesmus*, *Cyclotella* et *Péridininum*. Ce qui explique le goût de terre même après traitement [24,25].

En fait, le goût et l'odeur désagréables sont liés directement aux substances (métabolites sécrétées) par les algues pendant leur phase de croissances ou indirectement pour certaines cyanophycées qui rejettent des substances phényles elles-mêmes malodorantes, mais qui lors de la désinfection au chlore donnent des composés chlorés (chlorophénols) qui rendent l'eau extrêmement désagréable (voire même toxique) à la consommation [39].

L'étude des algues apportent des informations utiles au niveau du traitement des eaux destinées à l'alimentation humaine en relation avec la coloration de l'eau, le colmatage des filtres, la difficulté de la floculation ainsi que la formation des sous-produits de la désinfection [32].

Nous remarquons l'augmentation du nombre des cyanophytes et l'apparition d'un goût désagréable à partir du mois de Juin jusqu'au mois d'Août. Ceci est dû à l'augmentation de la température pendant cette période car les cyanobactéries sont des organismes qui peuplent presque tous les milieux dans des conditions de température très diverses [41]. Certaines espèces de cyanobactéries sont productrices de toxines, elles peuvent former des amas flottants en particulier aux périodes chaudes de l'année. Ces toxines sont dangereuses pour l'Homme [39].

- Suivi de l'élimination des algues en utilisant la CA

Dans le but de réduire la teneur des algues qui causent beaucoup de problèmes, comme les mauvaises odeurs qui persistent même après la chaîne de traitement, donc nous avons opté pour la CA.

1^{er} essai : mois de Juin

Caractéristiques de l'eau brute : pH = 7,64 ; T (°C) = 16 ; MO (mg O₂/L) = 2,40 ; τ (NTU) = 3,86 ; conductivité (μ S/cm) = 837 ; nombre d'algues (/mL) = 1895.

Dose de sulfate d'aluminium = 15 mg/L.

Après coagulation/floculation/décantation, les résultats sont illustrés aux Figures III.46 et 47.

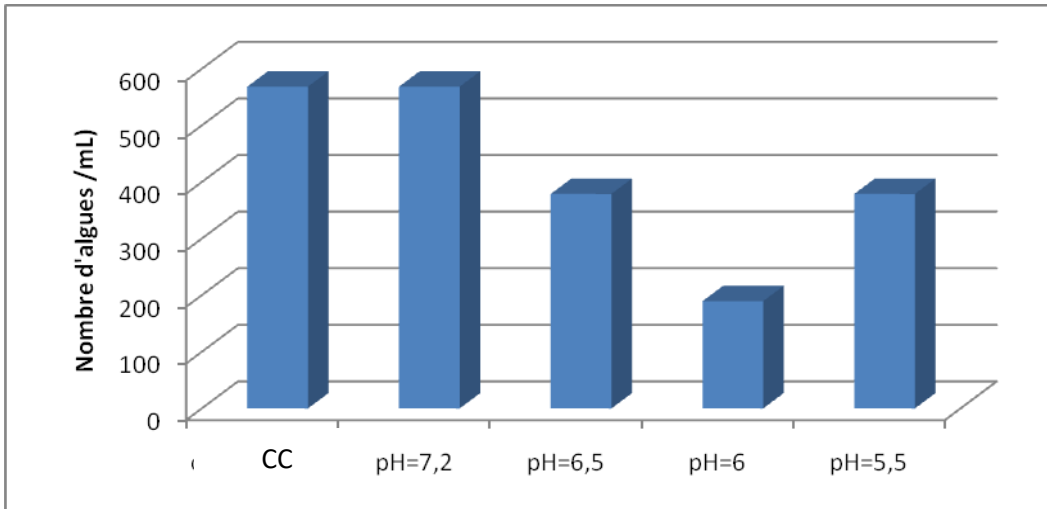


Figure III.46 Nombre d'algues en fonction des différentes valeurs du pH.

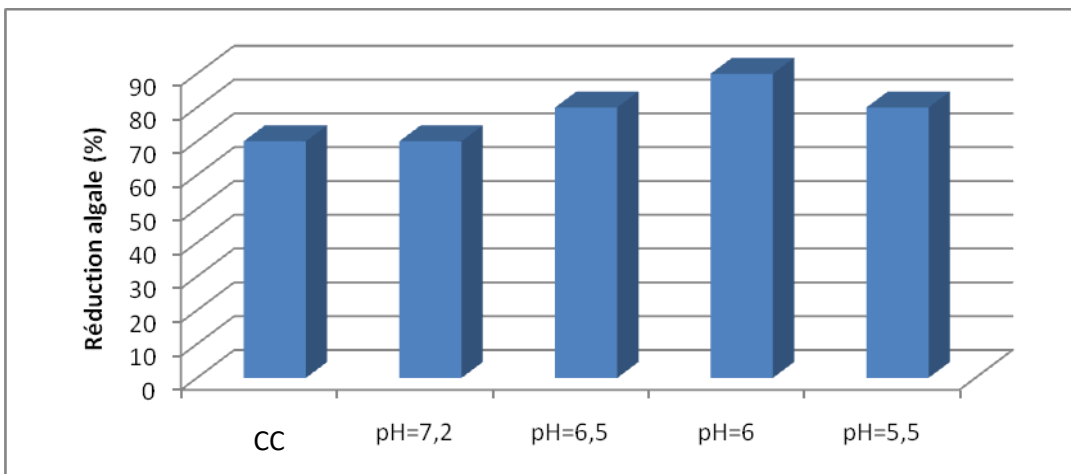


Figure III.47 Réduction des algues en fonction des différentes valeurs du pH.

2^{ème} essai : mois de Juillet

Caractéristiques de l'eau brute :

Caractéristiques de l'eau brute : pH = 7,65 ; T (°C) = 17,2 ; MO (mg O₂/L) = 2,96 ; τ (NTU) = 3,71 ; conductivité (μS/cm) = 797 ; nombre d'algues (/mL) = 1706.

Dose de sulfate d'aluminium = 15 mg/L.

Après coagulation/floculation/décantation, les résultats sont illustrés aux Figures III.48 et 49.

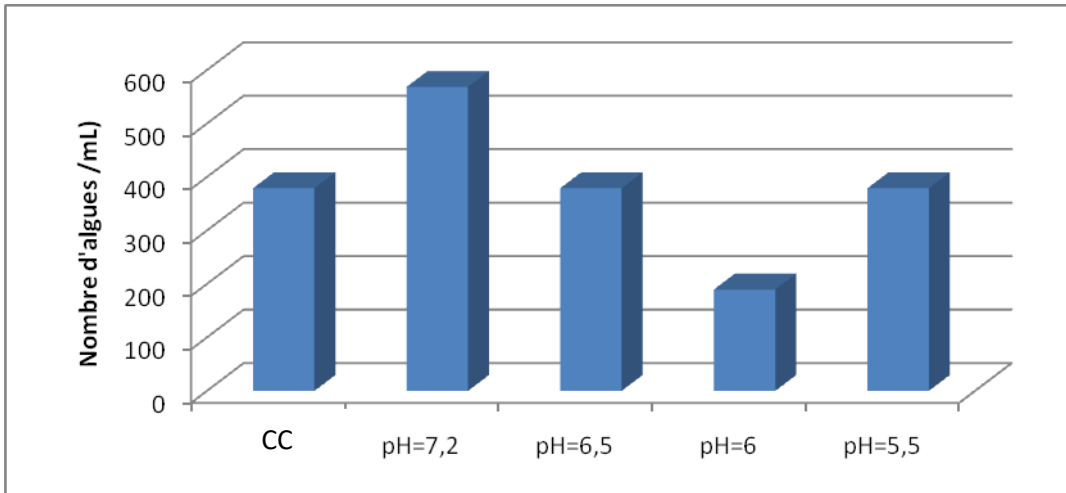


Figure III.48 Nombre d'algues en fonction des différentes valeurs du pH.

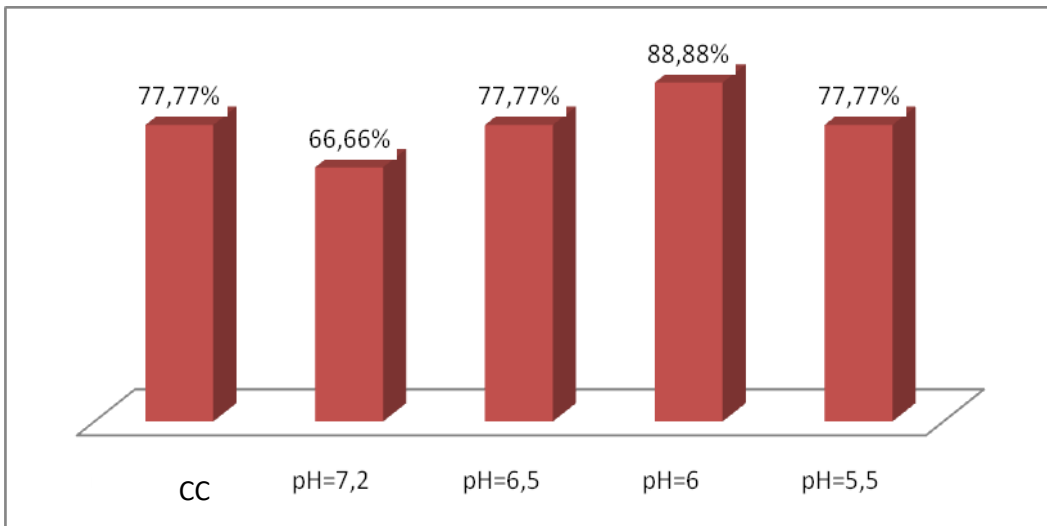


Figure III.49 Réduction des algues en fonction des différentes valeurs du pH.

3^{ème} essai : mois d'Août.

Caractéristiques de l'eau brute :

Caractéristiques de l'eau brute : pH = 7,44 ; T (°C) = 20.2 ; MO (mg O₂/L) = 3,66 ; τ (NTU) = 3,95 ; conductivité (μS/cm) = 829 ; nombre d'algues (/mL) = 1516.

Dose de sulfate d'aluminium = 20 mg/L.

Après coagulation/floculation/décantation, les résultats sont indiqués aux Figures III.50 et 51.

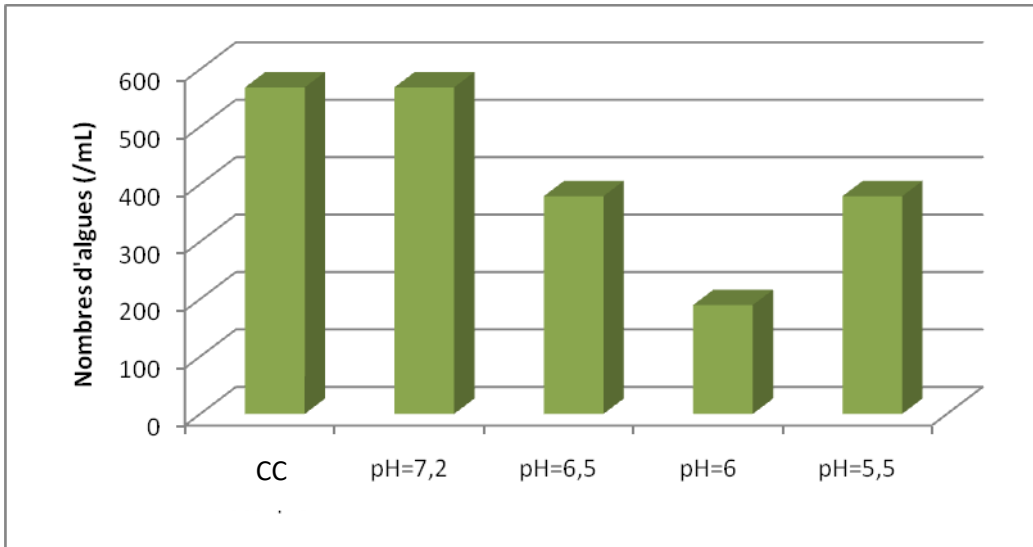


Figure III.50 Nombre dalgues en fonction des différentes valeurs du pH.

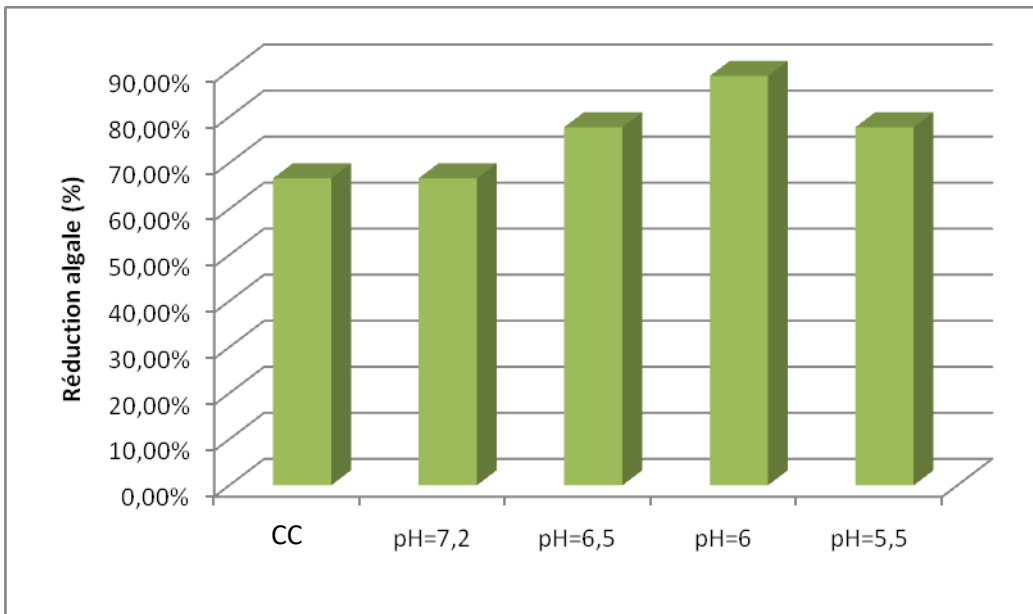


Figure III.51 Réduction des algues en fonction des différentes valeurs du pH.

Pour la CA, nous avons obtenu de bons résultats car un abaissement de pH à seulement 7,2 donne une élimination entre 70 à 90% en absence des étapes qui peuvent augmenter cette efficacité telles que la filtration. Nous sommes arrivés aussi à une élimination très importante à pH = 6, cette valeur de pH est également la meilleure pour les trois essais.

Il faut signaler que la CA a un effet sur la taille des floccs car le diamètre de ces derniers augmente à pH = 6 [38].

Discussion générale

Les eaux issues du BB sont classées parmi les eaux destinées à la production des eaux potables, mais après leur traitement, le problème de goût et d'odeur désagréables dans l'eau traitée persiste.

Pendant notre stage pratique, nous avons étudié les paramètres physicochimiques et biologiques de l'eau brute et l'eau décantée (après la CA) avec un intérêt particulier accordé au phytoplancton pour trouver les bonnes conditions opératoires pour enlever les causes du mauvais goût.

L'analyse quantitative et qualitative du phytoplancton nous a permis d'identifier 21 espèces réparties sur 26 genres. Le nombre d'espèces trouvées est très limité au BB par rapport au Barrage Keddara qui présente un peuplement algal très diversifié. Parmi les 25 genres identifiés, durant notre stage, 5 genres sont responsables de goûts et d'odeurs désagréables : *Synedra*, *Pediastrum*, *Scendesmus*, *Cyclotella* et *Peridinium*. L'analyse quantitative du phytoplancton nous a permis de déterminer le nombre des algues dans l'eau brute.

Les rendements d'élimination des algues par l'application de la CC varient entre 67 et 77%. Cette variation de réduction est en relation avec la température et la dose des réactifs utilisés. Les rendements d'élimination des algues par l'application de la CA varient entre 89 et 90%. Ces rendements sont importants et cela est dû à l'efficacité du traitement appliqué de CA. En plus, le rendement d'une chaîne complète de clarification suivie d'une filtration atteint 99,99% sur une installation industrielle.

Les résultats des analyses bactériologiques des eaux décantées en utilisant la CA ont montré un abaissement important des bactéries responsables des contaminations d'origine fécale sans filtration. Avec ces procédés, nous allons atteindre les 100% d'élimination des bactéries.

Les résultats de l'analyse physicochimique montrent que la CA est aussi performante comme la CC. Aussi, nous sommes arrivés à des rendements excellents et avec la filtration nous obtiendrons des valeurs inférieures aux normes Algériennes de potabilité vu que l'eau brute n'est pas trop chargée en turbidité. Par contre, le seul problème qui nous préoccupe est la mauvaise qualité organoleptique surtout pendant la période estivale qui est due au développement important des phytoplanctons pendant cette période. Cependant, l'utilisation de du procédé technico-économique de la CA nous a permis de se débarrasser de ces problèmes car l'acide est considéré comme un « antidote » (algicide) contre les algues.

L'action de la CA intervient dans deux principaux processus, à savoir :

- Les protons (H^+) agissent directement sur les entités chargées négativement comme les micro-algues (ainsi que les coliformes, les molécules organiques et les colloïdes minéraux) par neutralisation de charge.
- Le milieu acide est propice à la *cationisation* du métal (Al) ajouté en tant que sel sous la forme de Al^{3+} , $Al(OH)^{2+}$, $Al(OH)_2^+$.
- Les *sweep flocs* ($Al(OH)_{3(s)}$) à charge positive (de moindre intensité que les cations métalliques) dans les conditions normales de l'eau (pH 7-8) deviennent plus positifs contribuant ainsi à la neutralisation de charge.

D'autres recherches doivent être continues sur place à la STESA pour appliquer la CA surtout que le fournisseur de cette station (mise en marche en 2004) a prévu un poste d'acidification avant même l'ajout du coagulant.

CONCLUSION

Notre étude est basée sur l'amélioration de la qualité des eaux du Barrage Boukerdène (BB) en utilisant le procédé de la coagulation améliorée (CA) et en faisant un contrôle de la qualité physicochimique, microbiologique et algale de l'eau brute du BB et l'eau décantée (en utilisant le procédé de CA).

Cette étude est réalisée au niveau de la Station de Traitement de l'Eau de Sidi Amar (STESA), au Laboratoire Central de l'Algérienne des Eaux (ADE) de Tipaza et au Laboratoire de l'Agence Nationale des Ressources Hydriques (ANRH) de Blida durant une période de 6 mois de stage pratique (du mois de Mars au mois d'Août de l'année 2011).

Cette étude nous amène aux conclusions suivantes :

1. L'étude qualitative du phytoplancton nous a permis d'identifier 28 genres et 22 espèces sur des échantillons d'eau brute prélevés de l'eau du BB.
2. La présence de qualité embranchement avec la dominance de chlorophytes avec 10 espèces suivies par les chrysophytes par 8 espèces et les cyanophytes 3 espèces et en dernière classe les rhodophytes une seule espèce.
3. Parmi les espèces identifiées nous avons remarqué la présence des cyanophytes qui ont des effets néfastes sur la santé par l'élaboration des toxines.
4. La présence des 5 genres qui sont responsables de gout et d'odeur : *Pediastrum*, *Synedra*, *Scendesmus*, *Cyclotella* et *Péridinium*.
5. L'étude quantitative des phytoplanctons prélevés à partir de l'eau brute et les différents valeurs de pH (7,2 ; 6 ; 6,5 ; 5,5) a relevé les résultats suivants :
 - Le développement des algues et en relation avec la température et la lumière transmise.

- Le traitement par coagulation classique (CC) au niveau de la STESA montre un pourcentage d'élimination des algues qui varie entre 67 et 77% pour un pH = 7,27 et la dose du coagulant est 15 ppm.
- La méthode de CA est plus efficace que la CC et atteint un pourcentage d'abattement des algues qui varie entre 80 et 90% pour un pH = 6 et la dose du coagulant = 15 mg/L par l'application d'une seule étape de coagulation-floculation sans ajouter le floculant, sans filtration, et surtout sans chloration.
- Les résultats des analyses physicochimiques et bactériologiques ont montré que la CA élimine mieux que la CC certains paramètres indésirables.

Une étude sur la composition chimique des substances élaborées par les algues (métabolites) est souhaitable pour découvrir avec précision l'origine du goût et l'odeur désagréable.

Nous n'avons pas pu appliquer la méthode de CA à pH = 6 à l'échelle industrielle par manque de la chaux à la STESA.

En perspective, il serait intéressant de continuer cette étude en portant plus de lumière sur les substances organoleptiques présente dans l'eau brute du BB ainsi que leur élimination par CA.

Liste des abréviations

ADE	Algérienne des Eaux.
AFNOR	Association Française de Normalisation.
ANRH	Agence Nationale des Ressources Hydriques.
BB	Barrage Boukerdène.
CA	Coagulation améliorée.
CAP	Charbon actif en poudre.
CC	Coagulation Classique.
C	Concentration (mg/L).
Cond	Conductivité ($\mu\text{S}/\text{cm}$).
COT	Carbone Organique Total (mg/L).
MES	Matière en suspension (mg/L).
μg	Microgramme.
Mg d'O ₂ /L	Milligramme d'oxygène par litre.
MON	Matière organique naturelle.
NTU	Nephelometric Turbidity Unit.
OMS	Organisation Mondiale de la Santé.
PPM	Part par million.
PVC	Polyvinyle chlorure (chlorure de polyvinyle).
R _{MO}	Rendement d'élimination de la matière organique.
R _T	Rendement d'élimination de la turbidité.
SPD	Sous-produit de désinfection.
STESA	Station de traitement des eaux Sidi Amar.
Turb	Turbidité.
trs	tours.

Réactifs

Azote ammoniacal

Réactif 1

- ❖ Acide dichloroisocyanurique .
- ❖ Hydroxyde de sodium NaOH.....32 g.
- ❖ Eau distillée100 mL.

Réactif 2

- ❖ Trictrate de sodium.....130 g.
- ❖ Salicylate de sodium.....130 g.
- ❖ Nitropruciate de sodium.....0.97 g.
- ❖ Eau distillée.....1000 mL.

Phosphate

Réactif mixte

- A. 13 g d'heptamolybatete d'ammonium.....100 mL d'eau distillée.
- B. 0.35 g d'artrate d'antimoine.....100 mL d'eau distillée.
- C. 150 mL d'acide sulfurique concentrée.....150 mL d'eau distillée.
- (A + B) + C.....150 mL d'eau distillée.
- ✓ Acide ascorbique à 10 % .

Matière en milieu acide

Solution d'acide oxalique à 0.1 N

- ❖ $C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$6.3033 g.
- ❖ H_2SO_4 (d = 1, 84).....50 mL.
- ❖ Eau distillée100 mL.

Solution d'acide oxalique à 0.001 N

- ❖ $C_2H_2O_4$ à 0.1.....100 mL.
- ❖ H_2SO_4 concentrée50 mL.
- ❖ Eau distillée100 mL.

Solution d'acide sulfurique diluée


- ❖ H_2SO_4 (d = 1 ,27).....1 volume.
- ❖ Eau distillée.....3 volumes.

Solution de permanganate de potassium à 0,1 N

- ❖ KMnO_4 3,160 g.
- ❖ Eau distillée bouillante.....1000mL.

Solution de permanganate de potassium à 0,01N

- ❖ Solution de KMnO_4 à 0,1 N.....100mL.
- ❖ Eau distillée.....100mL.

 Détermination de calcium et de magnésium

E.D.T.A à N/50 $\text{C}_{10} \text{H}_{14} \text{N}_2 \text{Na}_2 \text{O}_8 \cdot 2\text{H}_2 \text{O}$

Sécher une quantité de produit à 80- 105°C pendant 2 heures.

Introduire 3,722 g de produit dans 100 mL d'eau distillée.

NaOH 2N

NaOH.....80 g.....dans 1000 mL d'eau distillée.

Solution tampon pH / 10 (Ca/Mg)

Dissoudre 67,5 g de d'ammonium ($\text{NH}_4 \text{Cl}$) dans 570 mL de solution ammoniacale à 25% (NH_3) m/m Q20 = 0,910 g/ mL.

Ajouté en suite 5 g de sel dissoudique de magnésium d'EDTA ($\text{C}_{10} \text{H}_{14} \text{N}_2 \text{Na}_2 \text{O}_8 \text{Mg}$).

Compléter à 1000 mL avec de l'eau distillée.

Conserver la solution dans une bouteille en polyéthylène.

Diluer 10 mL de la solution à 1000 mL d'eau distillée.

- Murexide 0,2 g dans 100 g de NaCl .
- Noir eriochrome 0 ,5 g dans 25 mL d'éthanol.

 Chlorures

Nitrate d'argent 0,01N.

1,6987 g à 1000 mL d'eau distillée. Agitation faible.

Chlorure de potassium $\text{K}_2 \text{CO}_4$ à partir de $\text{NO}_2 \text{SO}_4$.

Peser 1.47 g de $\text{NO}_2 \text{SO}_4$ à 1000 mL d'eau distillée.

Solution stabilisante

- acide chlorhydrique60 mL.
- éthanol.....200 mL.
- chlorure de sodium.....150 g.
- glycérol.....100 mL.
- eau distillée.....600 mL.

Solution de chlorure de baryum

- Chlorure de baryum.....150 g.
- Acide chlorhydrique.....5 mL .
- Eau distillée.....1000 mL.

 Aluminium

Solution d'ériocyanine

- Eriocyanine2,5 g.
- Eau distillée.....250 mL.
- NaCl.....25 g.
- NH₄ NO₃25 g.
- HNO₃ concentrée2 mL.
- Eau distillée1000 mL.

Tampon acéto-acétique pH = 6

- Acétate d'ammonium520 g.
- Acide acétique5 mL.
- Eau distillée1000 mL.

Acide ascorbique 1%

- Acide ascorbique2 g.
- Eau distillée100 mL.

Solution mère d'aluminium métal à 100 mg Al³⁺ \ L.

Dissoudre à chaud 100 mg d'aluminium métal en lame dans 10 mL de HCl concentré et 1000 mL d'eau distillée.

1 mL de la solution mère 0,1 mg \ lAlst.

- 10 mL de la solution mère1000 mL d'eau distillée.

 Fer

Tampon acétate

Dissoudre 40 g d'acétate d'ammonium ($\text{CH}_3 \text{COO NH}_4$) dans l'eau, ajouter 50 mL d'acide acétique cristallisable ($\text{CH}_3 \text{COOH}$) P= 1,06 mg\ mL. Compléter avec 100 mL d'eau distillée.

Chlorhydrate d'hydroxylamine: solution à 100 mg /l

Dissoudre 10 g de chlorhydrate d'hydroxylamine ($\text{NH}_2 \text{OH-HO}$) dans l'eau et compléter à 100 mL. Cette solution est stable à une semaine.

Solution phénanthroline 1,10

Alternativement dissoudre 0,24 g de phénolphtaléine 1,10 monohydrate ($\text{C}_{12} \text{H}_8 \text{N}_2 \text{H}_2 \text{O}$) dans 100 mL d'eau contenant 2 gouttes de solution d'acide chlorhydrique.

Cette solution est stable pendant une semaine si elle est conservée à l'obscurité.

Gélose lactose au TTC et tergitol

Solution A : milieu de base

- Extrait de viande5 g.
- Peptone10 g.
- Extrait de levure6 g.
- Lactose20 g.
- Bleu de bromothymol0.05 g.
- Agar20 g.
- Eau distillée1000 mL.

Dissoudre les ingrédients dans de l'eau par chauffage. Si nécessaire, ajouter le pH de façon à obtenir $7,2 \pm 0,1$ à 25°C après stérilisation. Répartir le milieu dans des flacons, par volume n'excédant pas 250 mL, et stérilisé à l'autoclave à $(121 \pm 3)^\circ\text{C}$ pendant 15 minutes.

Solution B : solution de TTC

- Chlorure de 2.3.5 triphényl-tétrazolium (TTC)0,05 g.
- Eau distillée100 mL.

Dissoudre le dans un peu d'eau et compléter pour obtenir 100 mL. Stériliser par filtration sur membrane à porosité nominale de $0,2 \mu\text{m}$.

Solution C : solution de Tergitol

- Tergitol0, 2 g.

- Eau distillée 100 mL

Dissoudre le Tergitol dans un peu d'eau et compléter pour obtenir 100 mL. Stériliser à l'autoclave à (121 ± 3) °C pendant 15 min.

Milieu de Slanetz

- Peptone de caséine 15 g.
- Peptone de farine de soja 5 g.
- Extrait de levure 5 g.
- Glucose 2 g.
- Acide de sodium 0,4 g.
- Phosphate dipotassique 4 g.
- Agar 18 g.

Dissoudre 49,4 g du milieu de base dans 1 litre d'eau distillée. Stériliser sous vapeur fluente (20 min à 100 °C). Ajuster le pH à 7,2.

Mélanger soigneusement au milieu encore liquide ; vers 50°C, 10 mL d'une solution stériliser par filtration à 1% de TTC. Couler ensuite le milieu en boîte pétri de 60 mm.

Laisser refroidir. Conserver 3 à 4 semaines à $(2 - 5)$ °C.

Liquide de Lugol alcalin

Dissoudre 100 g de KI (iodure de potassium) dans 1 litre d'eau distillée ou déminéralisée, puis ajouter 50 g d'iode (cristallin), agiter jusqu'à dissoudre et ajouter 100 g de NaAc (acétate de sodium), $\text{CH}_3\text{COO-Na}$). Lorsque la solution est proche de la saturation, il convient d'éliminer tout précipité éventuel en faisant décanter la solution avant l'utilisation.


Milieu « Bile Esculine Agar » (BEA)

- Tryptone 17 g.
- Peptone 3 g.
- Extrait de levure 5 g.
- Bile déshydratée 10 g.
- Na Cl 5 g.
- Citrate de sodium 1 g.
- Citrate de fer ammoniacal 0,5 g.
- Esculine 1 g.
- Gélose 15 g.
- Azothydrate de sodium 0,25g.

- Ajuster le pH à 7 à 25 °C.
- Stériliser 15 min à 121 °C.

 Réactif d'ERLICH – KOVACS

- Paraméthylamine- benzaldéhyde3 à 5 g.
- Alcool iso amylique75 mL.

 Eau physiologique

- Chlorure de sodium8,5 g.
- Eau distillée1000 mL.
- Autoclaver à 120°C pendant 15 minutes.

