

جمهوری الجزائر الديمقراطي الشعبي
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
التعلي

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITE BADJI MOKHTAR - ANNABA



FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE

THÈSE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de DOCTORAT
En Microbiologie
Option : Microbiologie appliquée

THEME

ETUDE MICROBIOLOGIQUE ET PHYSICOCHEMIE DES
EAUX BRUTES DES BARRAGES
CHAFFIA ET MEXA (N.E. ALGERIE)

Présenté par : BOUDJELLAB Zine Eddine

Directeur de thèse : Mr. SOUMATI Boudjema Professeur, Université Badji Mokhtar - Annaba

Membres de Jury:

Président : Mme BOUKHEMIS Messaouda Professeur, Université Badji Mokhtar - Annaba

Examineurs : Mr. KACHI Slimane Professeur, Université 8 Mai 1945 - Guelma

Mme. CHAIB Nadjla MCA, Université 20 Aout 1955 - Skikda

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



جامعة باجي مختار - عنابة
UNIVERSITE BADJI MOKHTAR - ANNABA



FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE

THÈSE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de DOCTORAT
En Microbiologie
Option : Microbiologie appliquée

THEME

ETUDE MICROBIOLOGIQUE ET PHYSICOCHEMIE DES
EAUX BRUTES DES BARRAGES
CHAFFIA ET MEXA (N.E. ALGERIE)

Présenté par : BOUDJELLAB Zine Eddine

Directeur de thèse : Mr. SOUMATI Boudjema Professeur, Université Badji Mokhtar - Annaba

Membres de Jury:

Président : Mme BOUKHEMIS Messaouda Professeur, Université Badji Mokhtar - Annaba

Examineurs : Mr. KACHI Slimane Professeur, Université 8 Mai 1945 - Guelma

Mme. CHAIB Nadjla MCA, Université 20 Aout 1955 - Skikda

Remerciements

En préambule de cette thèse, je remercie **ALLAH** qui m'a aidé et m'a donné la patience et le courage durant ces longues années d'étude.

Au terme de la rédaction de cette thèse, c'est un devoir agréable d'exprimer en quelques lignes la reconnaissance que je dois à tous ceux qui ont contribué de loin ou de près à l'élaboration de ce travail, qu'ils trouvent ici mes vifs respects et ma profonde gratitude.

J'adresse tout d'abord mes remerciements à mon directeur de thèse **Mr. SOUMATI Boudjema**, Professeur à l'université Badji Mokhtar, Annaba, pour ces conseils, sa disponibilité, son enthousiasme et surtout la confiance qu'il m'a donnée, m'ont permis de m'épanouir tout au long de ce travail, il a encouragé mes initiatives à travers la grande liberté d'actions qu'il m'a autorisé. j'ai été extrêmement sensible à ses qualités humaines d'écoute et de compréhension tout au long de ces années de travail doctoral. ravi d'avoir travaillé en sa compagnie. Alors **Boudjema**, reçois ici toute mon amitié et toute ma reconnaissance.

Je tiens à remercier sincèrement Mme. **BOUKHEMIS Messaouda**, Professeur à l'université Badji Mokhtar, Annaba de l'honneur qu'elle me fait d'avoir acceptée de présider le jury de la présente thèse.

Je tiens aussi à remercier vivement: **Mr. KACHI Slimane**, Professeur à l'université de 8 Mai 1945, Guelma et **Mme. CHAIB Nadjla**, Maitre conférence à l'université de 20 Aout 1955, Skikda, d'avoir accepté d'évaluer ma thèse. C'est un honneur pour moi, et surtout, vos critiques pertinentes contribueront à orienter mes réflexions et mon engagement dans de futurs travaux de recherche.

Ce travail n'aurait pas été possible sans l'intervention, consciente, d'un grand nombre de personnes. Je tiens à les remercier pour leur patience, leurs conseils pleins de sens, le suivi et l'intérêt qu'ils ont portés à mes travaux et surtout pour le travail énorme effectué pour nous créer les conditions les plus favorables pour le déroulement de nos études, parmi eux je cite :

Monsieur **Bouzrara N.**, directeur du barrage Mexanna ;

Monsieur **Souani M.**, directeur du barrage Cheffia ;

Monsieur **Abaci. A.**, de l'ANRH d'Annaba ;

Madame **Kadi**, directrice du laboratoire central de SEATA d'Annaba ;

L'ensemble du **personnel de L'Agence National de la Météorologie d'Annaba ;**

L'ensemble du **personnel travaillant dans le laboratoire de microbiologie et le laboratoire de l'eau et l'environnement de l'université Hassiba Ben Bou Ali de Chlef.**

Au terme de ce parcours, je remercie enfin celles et ceux qui me sont chers et que j'ai quelque peu délaissés ces derniers mois pour achever cette thèse. Leurs attentions et encouragements m'ont accompagné tout au long de ces années. Je suis redevable à mes parents, **Mouhammed** et **Fatiha BOUDJELLAB**, et aussi mon épouse **Maya** pour leur soutien moral et leur confiance indéfectible dans mes choix, avec leur question récurrente, « *quand est-ce que tu vas soutenir ta thèse ?* », bien qu'angoissante en période de doutes, ils m'ont permis de ne jamais dévier de mon objectif final.

Dédicace

Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, le respect, la reconnaissance, c'est tout simplement que je dédie cette thèse de doctorat à :

Mes parents ;

Mon épouse ;

Mes frères et sœur.

ETUDE MICROBIOLOGIQUE ET PHYSICOCHIMIQUE DES EAUX BRUTES DES BARRAGES CHAFFIA ET MEXA (N.E. ALGERIE)

Résumé

Cette étude porte sur deux retenues collinaires que constitue le barrage de Cheffia a et de Maxa, représentant la principale source d'eau potable pour la ville d'Annaba et d'El Taref (Nord-Est; Algérie). L'isolement et le dénombrement des germes de contamination fécale et les germes totaux a révélé une contamination plus accentuée dans le cas du barrage de Maxa avec une source de contamination animale pour le barrage de Maxa et humaine pour le barrage de Cheffia, cette contamination relativement élevée en saison pluvieuse est ramenée par les oueds alimentant les deux barrages. L'étude de la communauté phytoplanctonique a révélé une similitude de la biodiversité existante dans les deux barrages avec une biomasse carbonée phytoplanctonique nettement supérieure dans les eaux de barrage de Maxa, une omniprésence d'espèce toxigènes et qui ces derniers décuplent de croissance en saison chaude, et une alternance entre les cyanophytes et les chlorophytes. Quant à l'étude physicochimique a permis de classer les eaux du barrage dans le faciès hydrochimique chloré sulfatés calcique et magnésien avec une absence d'anions ou de cations dominants et a permis aussi de détecter un seul événement de stratification thermique survenu durant l'année. La qualité microbiologique des eaux des deux barrages s'est avérée bonne à des fins de potabilisation et aussi pour l'irrigation contrairement à l'usage récréatif, selon l'indice de Carlson les eaux des deux barrages sont eutrophe, avec une qualité phytoplanctonique "moyenne" selon l'indice IPLAC. l'indice IQE se basant sur la norme algérienne pour les eaux de surface a montré une qualité "moyenne" des eaux des deux barrages traduisant des valeurs des paramètres dosés s'écartent parfois des valeurs normes.

Mot clés : Barrage Cheffia ; Barrage Mexa ; Oueds, germes de contamination fécale, paramètres physicochimique ; indices de qualité ; valeurs normes.

MICROBIOLOGICAL AND PHYSICOCHEMICAL STUDIES OF CHEFFIA AND MEXA RESERVOIR WATER, (N.E. ALGERIA)

Summary

This study concerns the dam of Cheffia and Maxa, representing the main source of drinking water for the city of Annaba and El Taref (North-East, Algeria) . The isolation and enumeration of germs of fecal contamination and total germs revealed more severe contamination in the case of the Maxa reservoir with an for the Maxa dam and human contamination source for the Cheffia dam, this relatively high contamination in the rainy season is brought back by the wadis feeding the two dams. The study of the phytoplankton community has revealed a similarity of the existing biodiversity in the two dams with a much higher phytoplankton carbon biomass in the Maxa dam water, an omnipresence of toxinogenic species and the latter increase growth in the dry season. , and alternation between cyanophytes and chlorophytes species was noted. As for the physicochemical study, the dam waters were classified in the chlorine sulfate calcic and magnesian facies, and also it detected only one thermal stratification event during the year. The microbiological water's quality of the two dams proved to be good for purposes of potabilisation use and also for irrigation, contrary to recreational use. According to the Carlson index, the waters of the two dams are eutrophic, with a phytoplanktonic quality of "average" according to the IPLAC index. The IQE index based on the Algerian standard for surface water has shown an "average" quality of the waters of the two dams, reflecting values of the measured parameters, which sometimes deviate from the norm values.

Key words: Cheffia dam; Maxa Dam; Wadis, germs of faecal contamination, physicochemical parameters; quality indices; standards.

دراسة ميكروبيولوجية و فيزيائية-كيميائية لمياه سدي شافيا و ماكسا (شمال شرق الجزائر)

ملخص :

تركز هذه الدراسة على سدي الشافية و ماكسة اللذان يمثلان المصدر الرئيسي لمياه الشرب لمدينة عنابة والطارف (شمال شرق الجزائر). كشف عزل و تعداد جراثيم تلوث البراز تلوثا أكبر في سد ماكسة مع مصدر حيواني للتلوث، أما في سد شافية مصدر التلوث كان بشريا. نفس هذا التلوث كان مرتفعا نسبيا في موسم الأمطار وكان منبعه الأودية التي تغذي السدين. من جهة أخرى، كشفت دراسة الطحالب المجهرية تشابها في التنوع البيولوجي الموجود بين السدين أما فيما يخص الكتلة الحيوية الكربونية لهذه العوالق النباتية فكانت أعلى بكثير في مياه سد ماكسة مقارنة مع سد شافية، مع انتشار الأنواع المسممة للمياه على طول السنة خصوصا في الموسم الحار، مع وجود تناوب بين سلالات الطحالب الزرقاء و الخضراء. أما نتائج دراسة الخصائص الفيزيائية والكيميائية فمكنتنا من تصنيف مياه السدين في سحنة المياه الكلورية كبريتية - كلسية ومغنيسيومية مع غياب لهيمنة أي أنيون أو كاتيون. هذه الدراسة مكنتنا أيضا من الكشف على وجود تشكل لطبقات متميزة الحرارة في مياه السدين والتي تتشكل الا مرة واحدة في السنة. أثبتت دراسة تقييم الميكروبيولوجي لمياه السدين أنهما ذوجودة "جيدة" لغرض تطهيرهما و استعمالهما بعد ذلك كمياه الشروب، نفس الجودة لوحظت بالنسبة للأستخدام في الري . وفقا لمؤشر كارلسون، مياه السدين صنفا ضمن الفئة "غني المواد الغذائية"، مع جودة "متوسطة" وفقا للمؤشر IPLAC . و أخيرا أظهر مؤشر IQE الذي يعتمد على المعايير الجزائرية لنوعية المياه السطحية ، أن مياه السدين من الصنف "متوسط" مبينا أن نتائج التحاليل الكيميائية المتحصل عليها تحيد أحيانا عن قيم معايير الجودة المعتمدة في الجزائر.

الكلمات المفتاحية: سد شافية؛ سد ماكسة؛ أودية، جراثيم التلوث البرازي، المعلمات الفيزيائية والكيميائية ؛ مؤشرات

الجودة ؛ قيم المعايير.

Liste des abréviations

ACP	Analyse des composantes principales
BA	Oued Ballouta
BG	Oued Bougous
BN	Oued Bounamoussa
BSR	Bactéries sulfito-réductrices
CF	Coliformes fécaux
CFU	Colonie formée par unité
Chl-a	Chlorophylle a
CT	Coliformes totaux
CV	Coefficient de variation
DCE	Directives cadre de l'eau
DOH	Déficit de l'oxygène hypolimnitique
E	Indice d'équipartition
GAMHR	Germes aérobies mésophyles hétérotrophes revivifiables
GICF	Germes indicateurs de contamination fécale
H'	Indice de Shanon
Ind/ml	Individu par millilitre
IPLAC	Indice phytoplanctonique lacustre
IQM	Indice de qualité microbiologique
MBA	Métrie de biomasse algale totale
MCS	Métrie de composition spécifique
mEq/L	Mili équivalent par litre
MT	Minéralisation totale
NTU	<i>Nephelometric Turbidity Unité</i>
O	Oued Kébir
OD	Oxygène dissous
PCA	<i>Plat count agar</i>
PEG	<i>Plankton Ecology Groupe</i>
PS	Profondeur Secchi
SF	Streptocoques fécaux
St.D	Déviation standard
TH	Titre hydrométrique
TN	Azote total
TP	Phosphore total
TPM	Tour par minute
TSI	Indice de l'état trophique
TSI.G	Indice de l'état trophique global
TTC	Triphényltétrazolium
UE	Union européenne
Zeü	Zone euphotique

LISTE DES TABLEAUX

N°	Titre	Page
1	Principales caractéristiques hydromorphologiques du barrage Mexa	17
2	Principales caractéristiques hydromorphologiques du barrage Cheffia	18
3	Infections transmissibles par l'eau ou étroitement liées à l'eau.	30
4	Concentration moyenne de certaines bactéries d'origine fécale dans les fèces et les effluents agricoles.	33
5	Caractéristiques d'un indicateur de contamination fécale idéal.	36
6	Date de prélèvement pour les analyses bactériologique à partir du barrage Cheffia et Mexa.	40
7	Coordonnées géospatiales des différents sites de prélèvement	41
8	Site et profondeur de prélèvement pour chaque groupe de germes recherchés dans le barrage de Cheffia.	42
9	Site et profondeur de prélèvement pour chaque groupe de germes recherchés dans le barrage de Mexa.	42
10	Détermination de l'origine de la pollution fécale selon le rapport CF/SF.	46
11	Limites des classes bactériologiques.	47
12	Interprétation de la moyenne des classes	47
13	Critères microbiologiques du décret exécutif n° 11-219 fixant les objectifs de qualité des eaux superficielles destinées à l'alimentation en eau des populations.	48
14	Critères microbiologiques de La directive cadre sur l'eau (CDE) n° 75/440/CEE de l'union européenne pour les eaux superficielles destinées à produire de l'eau alimentaire	48
15	Critères bactériologiques des recommandations canadiennes relatives à la qualité de l'eau d'irrigation	49
16	Spécifications bactériologiques des eaux usées épurées utilisées à des fins d'irrigation, d'après l'arrêté interministériel du 2 janvier 2012,	49
17	Liste des cultures pouvant être irriguées avec des eaux usées épurées selon la norme Algérienne	Annexe A : 8
18	Recommandations microbiologiques révisées de l'OMS pour Les eaux usées, avant utilisation en agriculture	51
19	Recommandations Canadienne concernant la qualité des eaux utilisées à des fins récréatives	52
20	Résultats de dénombrement des GAMHR, CT, CF, SF et des BSR dans les eaux brutes du barrage Cheffia à travers les différents sites de prélèvement durant l'année 2013	Annexe A: 9
21	Résultats de dénombrement des GAMHR, CT, CF, SF et des BSR dans les eaux brutes du barrage Mexa à travers les différents sites de prélèvement durant l'année 2013	Annexe A: 10
22	Résultats de calcul de la déviation standard (St. Dev) et du coefficient de variation (CV%) pour les différents germes étudiés dans le barrage de Cheffia	Annexe A: 11
23	Résultats de calcul de la déviation standard (St.Dev) et du coefficient de variation (CV%) pour les différents germes étudiés dans le barrage de Mexa	Annexe A: 11

24	Résultats du rapport CF/SF du barrage Cheffia à travers les différents sites d'étude	Annexe A: 12
25	Résultats du rapport CF/SF du barrage Mexa à travers les différents sites d'étude (Annexe A: 14
26	Valeurs propres et pourcentages cumulés des axes principaux de l'ACP appliquée au barrage de Cheffia.	66
27	Contribution des variables aux deux premiers axes de l'ACP appliquée au barrage de Cheffia.	67
28	Valeurs propres et pourcentages cumulés des axes principaux de l'ACP appliquée au barrage de Mexa	70
29	Contribution des variables aux deux premiers axes de l'ACP appliquée au barrage de Mexa	71
30	Qualité microbiologique des eaux des Oueds pour usage d'irrigation selon la réglementation Algérienne pour la réutilisation des eaux usées traitées.	75
31	Qualité microbiologique des eaux du barrage Cheffia et Mexa pour usage récréatif selon la réglementation Canadienne.	77
32	Dates de prélèvement pour l'étude de la communauté phytoplanctonique dans le barrage Cheffia et Mexa.	101
33	Estimation de l'état trophique des eaux selon la transparence.	102
34	Dimension du cadre de comptage pour les différents grossissements	Annexe B: 2
35	Liste des formes géométriques utilisées pour le calcul du biovolume cellulaire phytoplanctonique	Annexe B: 3
36	Rapport au carbone organique de chaque groupe taxonomique	115
37	Liste des taxons indicateurs pour la métrique de composition spécifique – MCS	Annexe B: 4
38	Classes d'état d'eau selon les valeurs seuils de l'IPLAC	123
39	Résultats de la profondeur Secchi et de la zone euphotique dans le barrage de Cheffia et Mexa	Annexe B: 5
40	Espèces de phytoplancton retrouvées dans le barrage de Cheffia 2013	129
41	Espèces de phytoplancton retrouvées dans le barrage de Mexa 2013	130
42	Variation mensuelle de la densité cellulaire phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013)	Annexe B: 6
43	Résultats du calcul de la richesse spécifique phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa	Annexe B: 7
44	Résultats du calcul de l'indices de Shannon-Weaver (H') et d'équirépartition (E) pour la communauté phytoplanctonique dans les eaux du barrage Mexa et Cheffia	Annexe B: 8
45	Résultats du calcul de la biomasse phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013)	Annexe B: 9
46	Résultats du dosage de la Chlorophylle a dans les eaux du barrage de Cheffia et Mexa	Annexe B: 10
47	Données utilisées pour le calcul de l'IPLAC pour le barrage de Cheffia et Mexa	143
48	Résultats du calcul de l'IPLAC pour les eaux du barrage de Cheffia	143
49	Résultats du calcul de l'IPLAC pour les eaux du barrage de Mexa	144
50	Qualité de l'eau en fonction de la conductivité électrique	159
51	Relation entre la minéralisation et de la conductivité électrique	159
52	Les trois stades d'eutrophisation des surfaces d'eau	168
53	Dates de prélèvement pour l'étude des paramètres physicochimiques dans le barrage Cheffia et Mexa.	170

54	Mode de prélèvement et la méthode des analyses des différents paramètres physicochimiques.	172
55	Système d'évaluation de l'état trophique selon l'indice d'état trophique (TSI) de Carlson	176
56	Signification de la relation entre les différents TSI	176
57	Catégorisation de la qualité des eaux selon la valeur calculée de l'IQE de CMME	178
58	Statistique descriptive de la variation des paramètres physicochimique dans les eaux du barrage Cheffia (année 2013).	Annexe C: 2
59	Statistique descriptive de la variation des paramètres physicochimique dans les eaux du barrage Mexa (année 2013).	Annexe C: 3
60	Résultats de la déviation des différents TSI calculés pour le barrage de Cheffia et Mexa (année2013).	Annexe C: 4

LISTE DES FIGURES

N ^o	Titre	Page
1	Situation géographique des sites d'étude	6
2	Carte du couvert végétal de la wilaya d'El Taref.	8
3	Différentes unités industrielles retrouvées dans la wilaya d'El Taref.	10
4	Variation mensuelle des précipitations aux stations Ain Assel, Roum El Souk et d'El Kala	11
5	Variation mensuelle de la température aux stations de Ain Assel et El-Kala (1985-2010)	12
6	Variation mensuelle de l'humidité relative à la station d'El Kala (1985-2010)	13
7	Variation mensuelle du régime de vent à la station d'El Kala (1985-2010).	13
8	Hydrographie du bassin de la Mafragh.	15
9	Situation géographique du barrage Mexa.	17
10	Situation géographique du barrage Cheffia.	19
11	Carte d'indice de pollution organique des eaux naturelle dans la région d'El Taref	22
12	Sites de prélèvement pour l'analyse bactériologique dans le barrage de Cheffia et de Mexa	41
13	Système de prélèvement manuel en eau profonde	43
14	Distribution verticale et saisonnière des GAMHR dans les eaux du barrage Cheffia	54
15	Distribution verticale et saisonnière des GAMHR dans les eaux du barrage Mexa.	56
16	Evolution des CT et CF dans l'eau du barrage Cheffia et Mexa, ainsi que dans les Oueds alimentant ces barrages	58
17	Evolution des SF dans l'eau du barrage Cheffia et Mexa, ainsi que dans les Oueds alimentant ces barrages	60
18	Evolution des BSR dans l'eau du barrage Cheffia et Mexa, ainsi que dans les Oueds alimentant ces barrages	61
19	Valeur de la St.D et du CV des GICF dans les eaux du barrage Cheffia et l'Oueds Bounamoussa,	62
20	Valeur de la St.D et du CV des GICF dans les eaux du barrage Mexa et l'oued Elkebir, l'oued Bougous et l'oued Ballouta.	63
21	Origine de la pollution selon le rapport CF/SF dans les eaux du barrage Cheffia	64
22	Origine de la pollution selon le rapport CF/SF dans les eaux du barrage Mexa.	65
23	Projection bidimensionnelle de l'ACP des données de dénombrement des différents GICF isolés dans les eaux du barrage Cheffia et l'oued Bounamoussa.	68
24	Représentation graphique du plan de projection F1-F2 de l'ACP (mois de prélèvement - résultats de dénombrement des différents germes recherchés dans les eaux du barrage Cheffia et l'oued Bounamoussa, .	69
25	Projection bidimensionnelle de l'ACP des données de dénombrement des différents GICF isolés dans les eaux du barrage Mexa et ses oueds	72
26	Représentation graphique du plan de projection F1-F2 de l'ACP (mois de prélèvement - résultats de dénombrement des différents germes recherchés dans les eaux du barrage Mexa et les oueds : Ballouta, Bougous et l'Oueds Elkebir, .	73
27	Sites de prélèvement pour l'étude de la communauté phytoplanctonique dans le barrage Cheffia et Mexa.	102
28	Mesure de la transparence de l'eau à l'aide de disque de Secchi.	104
29	Schéma descriptif du système et du fonctionnement, du préleveur intégré	105
30	Comptage des cellules phytoplanctoniques sous microscope par la méthode des transects	110
31	Outils de mesure du biovolume cellulaire phytoplanctonique.	115
32	Profondeur Secchi (PS) et limites de la zone euphotique (Zeu) enregistrées dans le barrage de Cheffia et Mexa pour l'année 2013.	124
33	Espèces de phytoplancton retrouvées dans les eaux du barrage Cheffia et /ou Mexa :	126
34	Composition de la communauté phytoplanctonique du barrage Cheffia et Mexa .	131

35	Variation mensuelle de la densité cellulaire phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa	132
36	Richesse spécifique de la communauté phytoplanctonique enregistrée dans les deux barrages étudiés pour les mois de l'année 2013.	133
37	Treemap représentant l'occurrence des espèces dans le barrage Cheffia .	135
38	Treemap représentant l'occurrence des espèces dans le barrage Mexa .	135
39	Indices de Shannon-Weaver (H') et d'équirépartition (E), calculés pour la communauté phytoplanctonique pour les eaux du barrage Cheffia .	136
40	Indices de Shannon-Weaver (H') et d'équirépartition (E) calculés pour la communauté phytoplanctonique dans les eaux du barrage Mexa .	137
41	Evolution mensuelle de la biomasse carbonée du phytoplancton dans le barrage de Cheffia	138
42	Evolution mensuelle de la biomasse carbonée du phytoplancton dans le barrage de Mexa	139
43	Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la biomasse carbonée enregistrée pour chaque classe du phytoplancton dans le barrage de Cheffia.	140
44	Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la biomasse carbonée enregistrée pour chaque classe du phytoplancton dans le barrage de Mexa.	141
45	Variation des concentrations de chlorophylle a de la zone euphotique, dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa pour l'année 2013.	142
46	Schéma général d'une stratification de température dans une eau de surface et profonde.	166
47	Sites de prélèvement pour l'étude des paramètres physicochimiques dans le barrage Cheffia et Mexa.	170
48	Représentation schématique du déficit en oxygène dissous dans une retenue d'eau	173
49	Guide de lecture du diagramme de Piper	174
50	Explications possibles des déviations des équations des indices d'état trophique.	177
51	Déviations standard des différents paramètres physicochimiques étudiés, ainsi que la corrélation entre la variation du même paramètre dans le barrage de Cheffia et Mexa.	181
52	Evolution des paramètres physicochimiques dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa .	183-
53	Variation saisonnière verticale de la température dans les eaux du barrage Cheffia .	186
54	Variation saisonnière verticale de la température dans les eaux du barrage Mexa	187
55	Profil vertical et saisonnier de la température de l'eau, concentrations en oxygène dissous et d'oxygène dissous de saturation dans les eaux du barrage Cheffia .	188
56	Profil vertical et saisonnier de la température de l'eau, concentrations en oxygène dissous et d'oxygène dissous de saturation dans les eaux du barrage Mexa .	189
57	Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la variation des paramètres physicochimiques enregistrée dans le barrage Cheffia .	191
58	Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la variation des paramètres physicochimiques enregistrée dans le barrage Mexa .	191
59	Diagramme de Piper des ions majeurs dans les eaux du barrage Cheffia .	192
60	Diagramme de Piper des ions majeurs dans les eaux du barrage Mexa .	193
61	Evolution saisonnière de l'indice d'état trophique dans les eaux du barrage Cheffia	194
62	Evolution saisonnière de l'indice d'état trophique dans les eaux du barrage Mexa	194
63	Comparaison de la variation saisonnière du TSI.G entre le barrage de Cheffia et Mexa .	195
64	Déviations des valeurs des différents TSI mesurés dans les eaux du barrage de Cheffia	196
65	Déviations des valeurs des différents TSI mesurés dans les eaux du barrage de Mexa	197
66	Représentation bidimensionnelle de la déviation du TSI pour le barrage de Cheffia	198
67	Représentation bidimensionnelle de la déviation du TSI pour le barrage de Mexa	199
68	Qualité des eaux du barrage Cheffia et Mexa, selon l'indice IQE sur la base des normes Algériennes de la qualité des eaux de surface destinées à la potabilisation	200
69	Cycle annuel de la nature des éléments modifiant la transparence de l'eau, ainsi que le rapport entre l'élément N et P avec la croissance phytoplanctonique dans le barrage de Cheffia .	205
70	Cycle annuel de la nature des éléments modifiant la transparence de l'eau, ainsi que le rapport entre l'élément N et P avec la croissance phytoplanctonique dans le barrage Mexa .	207

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION GÉNÉRALE.....	1
<u>CHAPITRE I: PRÉSENTATION DES SITES D'ÉTUDE</u>	
I. Situation géographique.....	6
II. Aperçu socio-économique.....	7
II.1 Population.....	7
II.2 Couvert végétal.....	7
II.3 Agricultures.....	8
II.4 Industries.....	9
III. Climatologie.....	11
III.1 Précipitation	11
III.2 Température.....	12
III.3 Humidité relative.....	12
III.4 Régime des vents.....	13
IV. Hydrologie.....	14
IV.1 Secteurs hydrologiques.....	14
IV.1.1 Secteur de la Mafragh	14
IV.1.2 Secteur d'Oum Teboul	15
IV.2 Eaux Stagnantes.....	16
IV.2.1 Barrage Mexa	16
IV.2.2 Barrage Cheffia	18
V. Source de pollution	19
V.1 Pollution urbaine	19
V.2 Pollution industrielle	20
V.3 Pollution Agricole	20
V.4 Pollution Organique des cours d'eau et des eaux stagnantes de la région d'El Taref.....	20
VI. Conclusion.....	23
<u>CHAPITRE II : ETUDE DES GERMES DE CONTAMINATION FÉCALE</u>	
I. Problématique et objectifs.....	25
II. Données bibliographiques.....	28
II.1 Définition des eaux de surface.....	28
II.2 Origine des eaux de surface.....	28
II.3 Caractéristiques des eaux de surfaces	28
II.4 Pollution microbiologique des eaux de surface.....	29
II.4.1 Définition	29
II.4.2 Origine de la contamination des eaux de surfaces par les microorganismes pathogènes...	31
II.4.2.1 Sources ponctuelles.....	31
II.4.2.2 Sources diffuses	31
II.5 Survie des microorganismes dans l'eau	32

II.5.1	Facteurs de variation de survie dans les effluents	32
II.5.2	Survie des microorganismes dans les effluents.....	33
II.5.3	Survie des microorganismes dans le milieu aquatique récepteur	33
II.5.3.1	Survie des bactéries	33
II.5.3.2	Survie des virus et des protozoaires	34
II.6	Evaluation de la qualité microbiologique des eaux de surface.....	34
II.6.1	Indicateurs d'abondance bactérienne.....	35
II.6.2	Indicateurs de contamination fécale.....	36
II.6.2.1	Coliformes.....	37
II.6.2.2	Streptocoques fécaux, Streptocoques D, Entérocoques.....	38
II.6.2.3	Spores de bactéries sulfito-réductrices.....	38
II.6.2.4	Bactériophages.....	39
III.	Matériel et méthodes.....	40
III.1	Stratégie d'échantillonnage	40
III.2	Dénombrement des GAMHR.....	42
III.3	Dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécales	43
III.3.1	Dénombrement des coliformes totaux et des coliformes fécaux.....	44
III.3.2	Dénombrement des streptocoques fécaux	45
III.3.3	Dénombrement des bactéries sulfito-réductrices et de leurs spores.....	45
III.4	Détermination de l'origine de la contamination fécale	46
III.5	Evaluation de la qualité microbiologique des eaux	46
III.5.1.	Evaluation globale de la qualité microbiologique des eaux	46
III.5.2	Aptitude d'utilisation des eaux à produire une eau alimentaire.....	47
III.5.3	Aptitude des eaux à l'irrigation	48
III.5.4	Aptitude des eaux à usages récréatives.....	51
IV.	Résultats.....	53
IV.1	Dénombrement des GAMHR	53
IV.1.1	Barrage de Cheffia	53
IV.1.2	Barrage de Mexa	55
IV.2	Dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécale	57
IV.2.1	Dénombrement des coliformes totaux et fécaux.....	57
IV.2.2	Dénombrement des streptocoques fécaux	59
IV.2.3	Dénombrement des bactéries sulfito-réductrices et de leurs spores.....	60
IV.3	Etude de la variabilité numérique des germes de contamination fécale.....	61
IV.3.1	Barrage Cheffia	62
IV.3.2	Barrage Mexa	63
IV.4	Détermination de l'origine de la contamination fécale	64
IV.4.1	Barrage Cheffia	64
IV.4.2	Barrage Mexa.....	65
IV.5	Analyse en composantes principales des éléments bactériologiques.....	65
IV.5.1	Barrage Cheffia	66
IV.5.2	Barrage Mexa :	70
IV.6	Evaluation de la qualité microbiologique des eaux	74
IV.6.1	Évaluation globale de de la qualité microbiologique des eaux.....	74
IV.6.2	Aptitude d'utilisation des eaux à produire une eau alimentaire.....	74
IV.6.3	Aptitude des eaux à l'irrigation.....	74

IV.6.4	Aptitude des eaux à usage récréatives.....	76
V.	Discussion.....	78
VI.	Conclusion.....	84

CHAPITRE III : ETUDE DE LA COMMUNAUTE PHYTOPLANCTONIQUE

I.	Problématique et objectifs.....	86
II.	Données bibliographiques	88
II.1	Définition	88
II.2	Habitat et écologie	88
II.3	Caractéristiques des principaux taxons phytoplanctoniques.....	90
II.3.1	Cyanophycées.....	90
II.3.2	Chlorophycées.....	92
II.3.3	Dinophycées.....	93
II.3.4	Euglenophycées.....	94
II.3.5	Diatomophycées (Bacillariophycées)	94
II.3.6	Autres classes.....	95
II.4	Succession saisonnière des espèces phytoplanctoniques.....	95
II.5	Principaux rôles du phytoplancton dans les écosystèmes aquatiques.....	97
II.	Phytoplancton comme bioindicateur de la qualité des eaux.....	99
III.	Matériel et méthodes.....	101
III.1	Stratégie d'échantillonnage	101
III.2	Mode de prélèvement	102
III.3	Fixation et préparation des échantillons	106
III.4	Analyse qualitative du phytoplancton	106
III.5	Analyse quantitative du phytolacton	107
III.6	Etude de la diversité globale	111
III.6.1	Richesse spécifique.....	111
III.6.2	Fréquence d'occurrence.....	112
III.6.3	Indices de diversité	112
III.6.3.1	Indice de Shannon-Weaver	112
III.6.3.2	Indice d'équirépartition (équitabilité)	113
III.7	Calcul du biovolume cellulaire phytoplanctonique	114
III.8	Calcul de la biomasse carbonée phytoplanctonique.....	115
III.9	Dosage de la chlorophylle a	116
III.10	Evaluation de l'état trophique des eaux des barrages (IPLAC)	118
IV.	Résultats.....	124
IV.1	Mesure de la profondeur Secchi.....	124
IV.2	Analyse qualitative du phytoplancton	125
IV.3	Analyse quantitative du phytoplancton	131
IV.4	Etude de la Diversité globale	132
IV.4.1	Richesse spécifique	132
IV.4.2	Fréquence d'occurrence.....	133
IV.4.3	Indices de diversité	136
IV.5	Calcul de la biomasse carbonée phytoplanctonique	137
IV.6	Dosage de la chlorophylle a	142
IV.7	Evaluation de l'état trophique des eaux des barrages	142

V.	Discussion.....	145
VI.	Conclusion.....	155

CHAPITRE IV : ETUDE DES PARAMETRES PHYSICOCHIMIQUES

I.	Problématique et objectifs.....	159
II.	Données bibliographiques.....	160
II.1	Paramètres physicochimiques des eaux de surface.....	160
II.1.1	Température (T)	160
II.1.2	Potentiel d'hydrogène (pH)	160
II.1.3	Conductivité électrique et minéralisation globale (Cond & MT)	160
II.1.4	Chlorure (Cl ⁻)	162
II.1.5	Sulfate (SO ₄ ⁻²)	162
II.1.6	Matière en suspension et transparence de l'eau (MES)	162
II.1.7	Oxygène dissous (OD)	163
II.1.8	Formes d'azote retrouvées dans les eaux de surface.....	163
II.1.8.1	Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	164
II.1.8.2	Nitrites (NO ₂ ⁻)	164
II.1.8.3	Nitrates (NO ₃ ⁻)	164
II.1.8.4	Azote KJELDAHL (NK)	165
II.1.9	Phosphore total (PT)	165
II.1.10	Dureté totale ou titre hydrotimétrique (TH)	165
II.1.11	Calcium (Ca ⁺²)	166
II.1.12	Magnésium (Mg ⁺²)	166
II.1.13	Sodium (Na ⁺²)	166
II.1.14	Potassium (K ⁺)	166
II.1.15	Carbonates et Bicarbonates (CO ₃ ⁻ , HCO ₃ ⁻).....	167
II.1.16	Indice de permanganate (IP)	167
II.2	Stratification thermique des eaux	167
II.2.1	Définition	167
II.2.2	Effet de la stratification thermique sur les composantes d'une surface d'eau	169
II.3	Etat trophique des surfaces d'eau	170
III.	Matériel et méthodes.....	172
III.1	Stratégie d'échantillonnage	172
III.2	Mode de prélèvement.....	173
III.3	Conservation et stockage des échantillons.....	173
III.4	Analyse physicochimique	173
III.5	Evaluation de l'état métabolique des eaux de barrage	175
III.6	Détermination du faciès chimiques	175
III.7	Evaluation de la qualité des eaux de barrage.....	177
III.7.1	Indice de l'état trophique (TSI)	177
III.7.2	Evaluation de la qualité des eaux des barrages à des fins de potabilisation	179
IV.	Résultats.....	183
IV.1	Variation mensuelle des paramètres physicochimiques	183
IV.2	Mise en évidence de la stratification thermique des eaux	188
IV.3	Détermination de l'état métabolique des eaux	190
IV.4	Périodisation de l'évolution des paramètres physicochimiques.....	192

IV.5	Etude du faciès hydrochimiques des eaux	194
IV.6	Détermination de l'état trophique des eaux	195
IV.7	Interprétation de la déviation des indices d'état trophique	197
IV.8	Evaluation de la qualité des eaux des barrages à des fins de potabilisation	202
V.	Discussion.....	203
VI.	Conclusion.....	212
CONCLUSION GÉNÉRALE.....		215
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES		
ANNEXES		

**INTRODUCTION
GÉNÉRALE**

"L'eau c'est la vie"

« Elle crée la sève, apaise la soif, porte nos corps, modèle l'horizon. En d'autres termes, elle irrigue notre vie intérieure.

Sources, rivières, lacs, estuaires, suintements superficiels ou profonds tout comme ; les nuages, pluie, neiges, givre, glaces, brumes qui leur donnent naissance - composent au gré des saisons, les paysages et les humeurs de nos latitudes.

Agriculteurs, industriels, commerçants, habitants des villes et des campagnes, vivent avec l'eau des épousailles éternelles.

Il en est ainsi depuis les temps reculés, de la cure bienfaisante du Nil. Il en ira ainsi bien au-delà de la réponse à l'interrogation moderne, quant à l'existence de la molécule d'eau sur la planète Mars.»

Difficile à purifier, coûteuse à transporter et impossible à remplacer, l'eau douce est essentielle à la production des aliments, au développement économique et à la vie elle-même. Cependant, dans un contexte de population mondiale croissante, l'eau douce mérite une attention toute particulière dans les discussions globales sur l'utilisation durable des ressources naturelles.

En effet, Fournir de l'eau en quantité suffisante à 6 milliards de personnes, réduire les atteintes à la qualité de l'eau dans un monde de plus en plus urbanisé et industrialisé, maîtriser les enjeux d'une agriculture irriguée, destinée à nourrir cette population ; sont des défis majeurs pour tous les gouvernements de la planète.

En Algérie, le développement économique a augmenté au cours des 30 dernières années. Ce développement s'est accompagné d'une plus grande utilisation des terres, d'une augmentation de l'urbanisation de la population, de l'industrialisation et de l'expansion de l'agriculture irriguée. D'un autre côté, l'évaluation des ressources en eau potable, a mis en évidence une situation tendue en matière de ressources en eau, en particulier en période estivale, avec des besoins en eau plus importants et des ressources à l'étiage. Cette évaluation a suscité une mobilisation importante de tous les pays sur le thème de l'eau, tant d'un point de vue quantitatif que qualitatif.

Les études menées par l'Agence Nationale des Ressources Hydriques (ANRH) en 2012, montrent que la pluviométrie a régressé de près de 20% en Algérie, au cours des derniers décennies par rapport aux décennies précédentes (1940-1970). Effectivement, les apports par précipitations en Algérie sont assez faibles, de l'ordre de 17 milliard m³ par an. Ces ressources sont de ; 13,2 milliard de m³ pour les eaux de surface et 3,6 milliard m³ pour les eaux souterraines, ce potentiel déjà faible, est aggravé par un grand nombre de problèmes ; d'une part, l'envasement qui atteint les barrages et les retenues collinaires est de plus de 60% ; d'autre part, 600 millions de m³ d'eau, soit l'équivalent de 10 barrages sont inutilisables par la pollution urbaine, industrielle et agricole (ANRH, 2012).

Cette insuffisance du potentiel hydrique, a obligé le gouvernement Algérien a cherché d'autres solutions pour desservir de l'eau : la désalinisation des eaux de mer, le traitement des eaux usées et surtout la construction de nouveaux barrages, ainsi que la réduction d'envasement des anciens.

Actuellement, l'Algérie possède 75 barrages en service et 25 en cours de construction. Les barrages de Cheffia et Mexa, sont construits dans la wilaya d'El Tarf (Nord Est Algérien) avec une capacité de stockage de 95 et 41.5 hm³ respectivement. Ces deux barrages constituent la principale source d'eau à utilisation domestique, agricole et industrielle pour la wilaya d'El-Taref et Annaba.

L'étude de ces ressources en eau douces, s'articule, autour de quatre chapitres :

- ❖ Le premier ; décrit la zone d'étude sur le plan géographique, socio-économique et climatique, ces données permettent de comprendre certaines caractéristiques propres aux deux barrages ainsi que leurs bassins versants;

- ❖ Le deuxième ; est l'étude des paramètres microbiologiques, des eaux des barrages étudiés ainsi que les oueds qui les alimentent, afin d'évaluer le niveau de contamination microbiologique des eaux, déterminer et localiser la source de contamination, mais aussi de juger sur le plan microbiologique, l'aptitude des eaux brutes des barrages à être exploitées pour différents usages.

- ❖ Le troisième ; est une étude de la communauté phytoplanctonique présente dans les eaux des deux barrages, afin d'évaluer quantitativement le taux de contribution du phytoplancton à la matière organique totale retrouvée dans les eaux, et donc à provoquer l'eutrophisation, et par la même occasion, évaluer le risque de toxicité, dû à l'utilisation des eaux des deux barrages par l'identification qualitative et quantitative des espèces de micro-algues potentiellement toxiques présentes ;

❖ Le quatrième ; consiste à étudier la teneur et la variation des paramètres physico-chimiques dans les eaux des deux barrages étudiés, afin de déterminer certaines caractéristiques propres à leur eau à savoir : le niveau trophique, le faciès Hydro chimique, l'état métabolique des eaux, le profil thermique des eaux, ainsi que l'évaluation sur le plan physico-chimique de l'aptitude des eaux brutes des deux barrages à être exploités à différents usages.

Chapitre I

PRÉSENTATION DES SITES D'ÉTUDE



Barrage Cheffia



Barrage Mexa

I. Situation géographique

Le barrage de Mexa et de Cheffia (voir figure 01) ainsi que les oueds qui les alimentent se localisent dans la wilaya d'El-Taref, qui est située à l'extrême Nord-Est de l'Algérie. Elle s'étend sur une superficie d'environ 2891 Km² au Nord, limitée par la mer méditerranéenne au Sud et par les wilayas de Souk-Ahras et Guelma au Sud-Ouest, à l'Ouest par la wilaya d'Annaba et par la frontière Algéro-Tunisienne à l'Est (Handouzi, 2011).

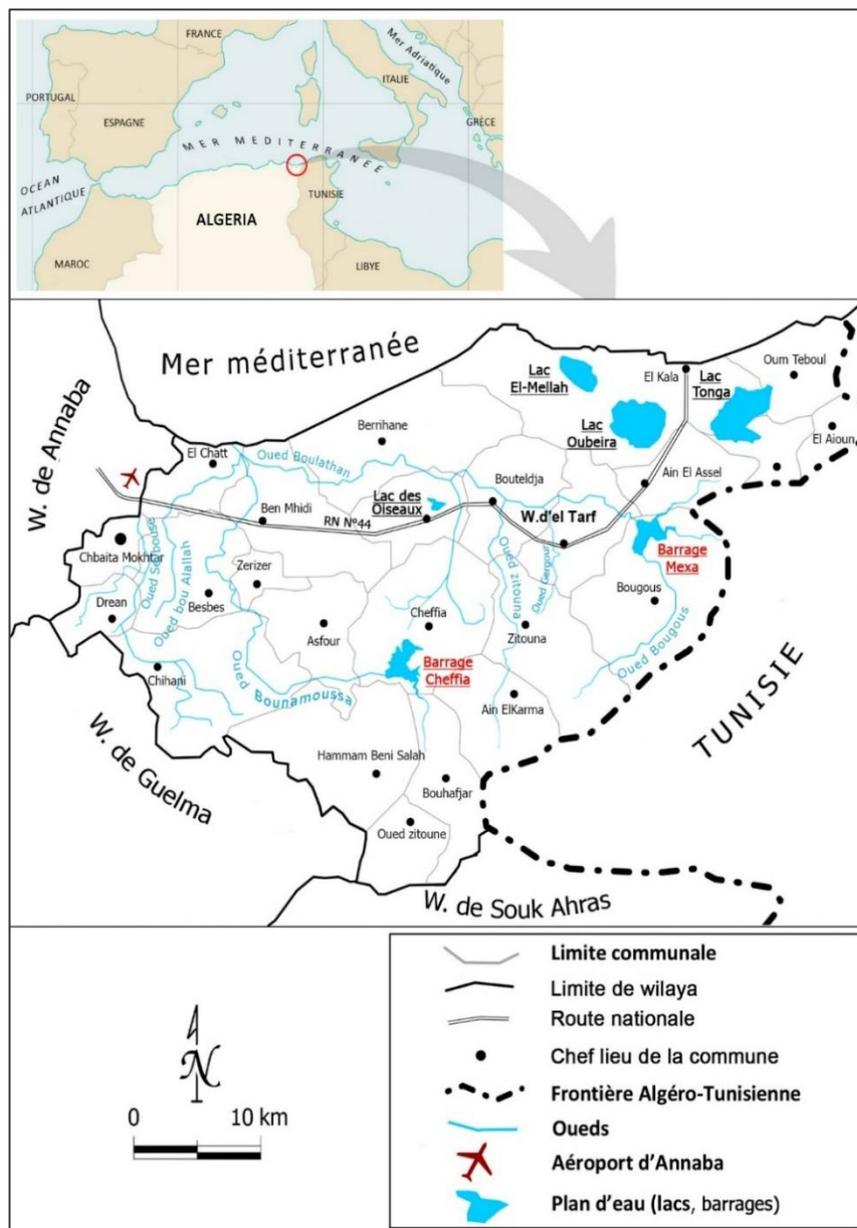


Figure 01 : Situation géographique de la région d'étude.

Une description globale de cette région s'impose, du fait que tous les sites d'étude se localisent dans la même région géographique (Extrême Nord-Est de l'Algérie), donc ils partagent plusieurs caractéristiques à savoir ; géographique, climatologique, hydrologique et socio-économiques.

II. Aperçu socio-économique

II.1 Population

La population de la wilaya El Taref est fortement concentrée dans les agglomérations, les plus importantes telles que: El Taref, El Kala et El Besbes.

La wilaya d'El Taref compte plus de 260000 habitants, car c'est la principale agglomération, les autres viennent ensuite: El Besbes avec 50 139 habitants, Dréan avec 38 010 habitants, Ben M'hidi avec 36 130 habitants, El Chatt avec 35 115 habitants, El Kala avec 29 367 habitants et enfin Chebaïta Mokhtar avec 24 262 habitants. Les agglomérations se caractérisent surtout par leur dimension moyenne et leur concentration le long des routes nationales.(Bahroun, 2006).

II.2 Couvert végétal

Le patrimoine forestier, occupe 57% du territoire de la wilaya d'El Taref, il s'étend sur une superficie totale de 166 311 ha (Figure 02), Il est composé essentiellement de chêne liège, de chêne zen, de pins maritimes et d'eucalyptus (Direction des forêts El Taref, 2004).

La forêt longe le littoral côté Ouest, elle est constituée généralement de maquis dans la partie Est ; par contre à partir du Cap Rosa, s'étend une forêt dense incluse dans le parc national d'El Kala. (Figure 02).

L'importance naturelle de la wilaya, se manifeste par la délimitation de deux zones naturelles protégées, à savoir :

- Le parc national d'El Kala.
- Le parc écologique et zone de paysage de Beni Salah.

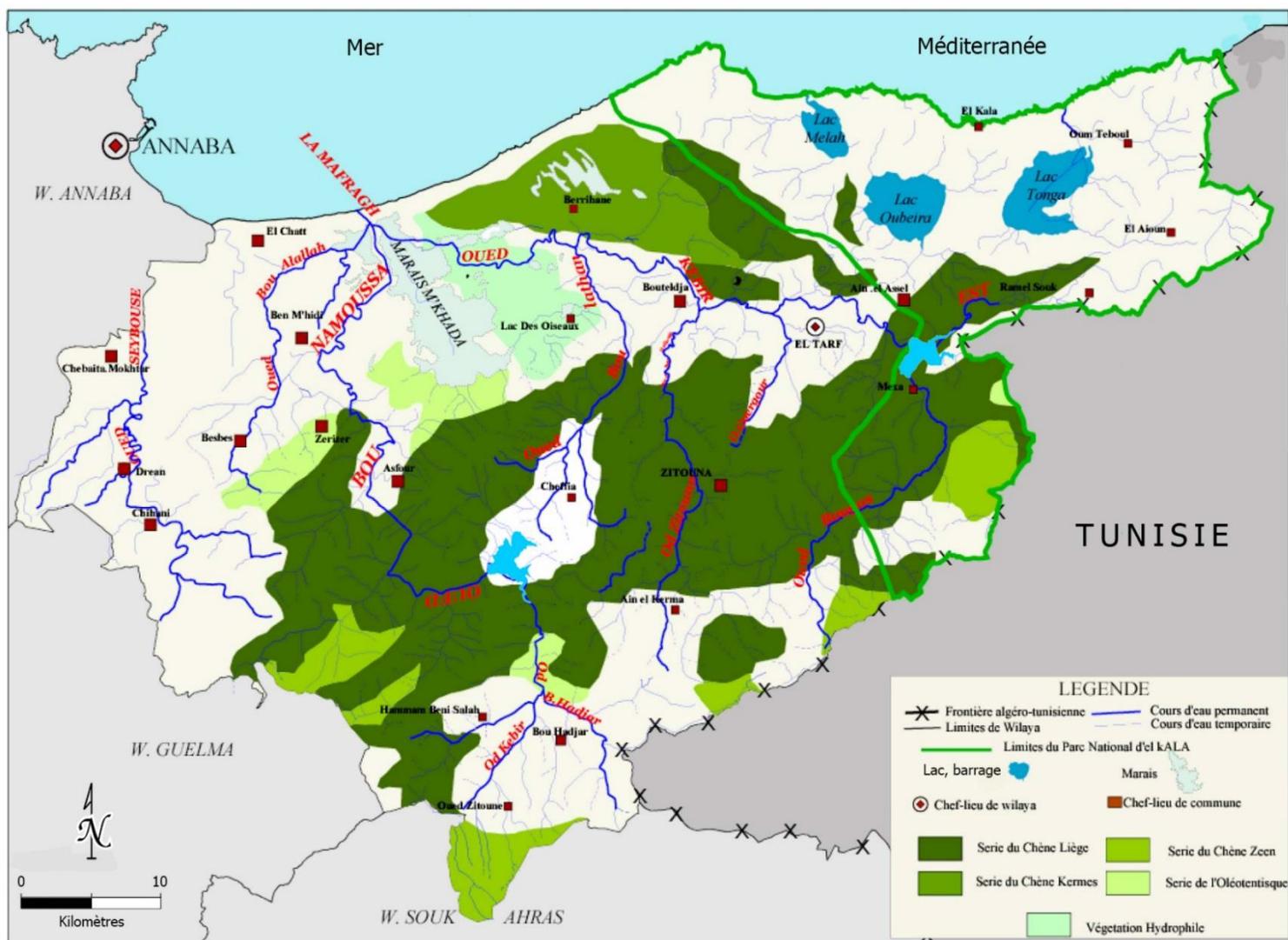


Figure 02 : Carte du couvert végétal de la wilaya d'El Taref (Direction des forêts El Taref, 2004).

II.3 Agricultures

La région d'El Taref est un important pôle agricole dans l'Est Algérien, par sa vocation agricole, et ses conditions pédoclimatiques.

Les pratiques culturales recensées sont : Les terres de l'arrière-pays où dominent les céréalicultures associées à l'élevage de bovin, et la plaine de Bounamoussa qui est caractérisée par des cultures arboricoles, maraîchères, fourragères et industrielles ainsi que l'élevage de bovins.

La direction des services agricoles envisage d'élargir la surface agricole utile par : le développement de l'arboriculture et de la viticulture respectivement dans les piments et les zones montagneuses, l'extension des superficies irriguées et la récupération et l'amélioration des terres marginales.

Néanmoins, 28% de la surface agricole utile soit l'équivalent de 20 000 ha, présentent un risque fréquent d'inondation, pour une longue période de l'année, allant au-delà du mois d'avril parfois, ce qui induit à des pertes considérables de cultures variées pouvant aller jusqu'à 7 500 ha (Direction des forêts El Taref, 2004).

II.4 Industries

La région d'El Taref a une activité industrielle très peu développée, se manifeste surtout par les petites et moyennes industries agroalimentaires, caractérisées principalement par le concentré de tomate (Figure 03).

Plus de la moitié des communes sont dépourvues d'unités industrielles alors que la forte concentration longe le principal axe routier (RN 44)

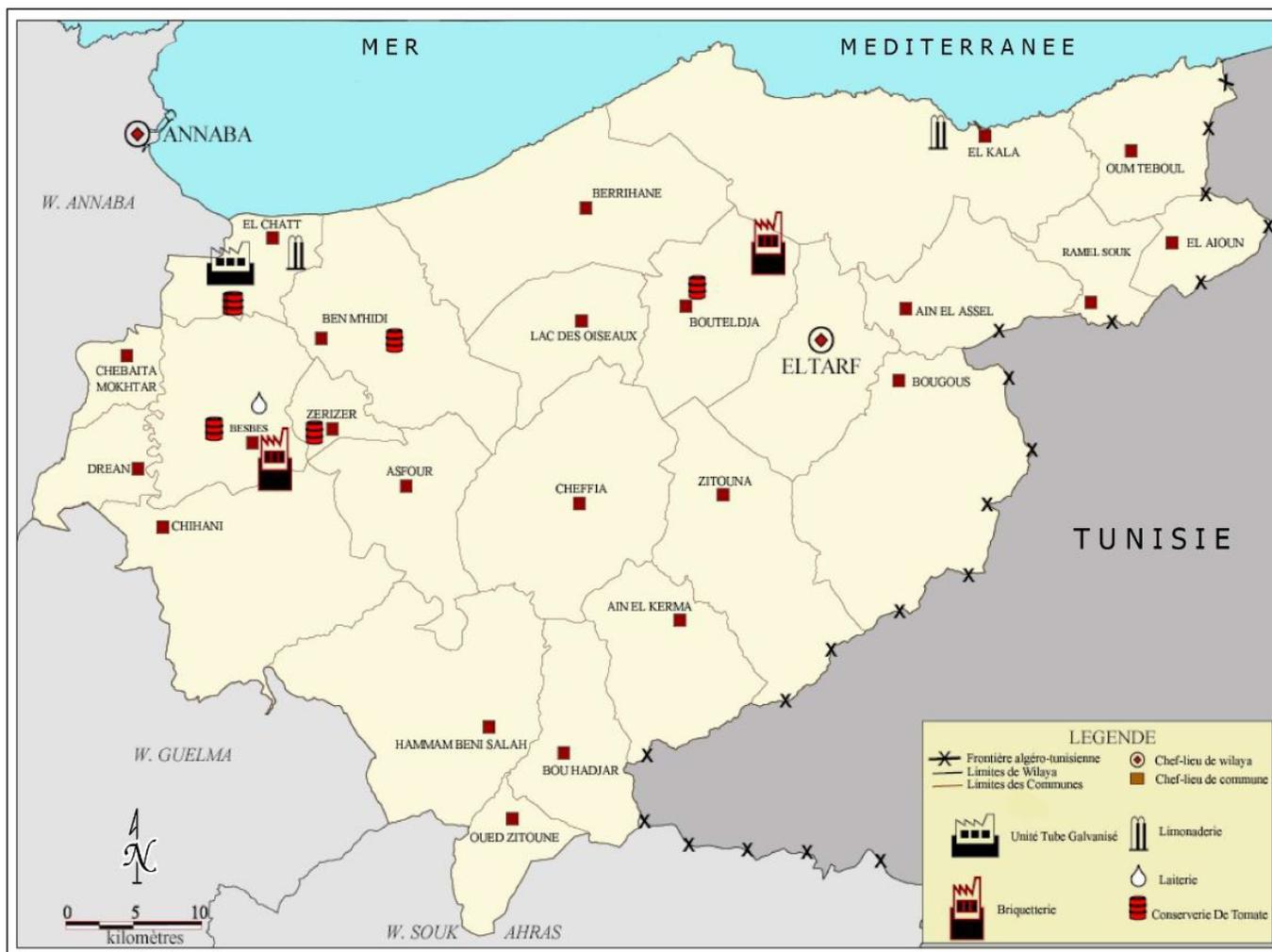


Figure 03 : Différentes unités industrielles retrouvées dans la wilaya d'El Taref.

III. Climatologie

Les variations des réserves des eaux superficielles et souterraines sont fortement influencées par les variations climatiques, d'où la nécessité de connaître leurs évolutions dans le temps et dans l'espace.

Plusieurs stations météorologiques sont installées dans notre zone d'étude, à savoir : la station de Roum El Souk, de Ain Assel, d'El Kala et la station des salines.

III.1 Précipitation

Le cycle de l'eau est constitué par un facteur très important qui est les précipitations, ainsi la forme des écoulements, est conditionnée par leur distribution dans le temps et dans l'espace.

La répartition mensuelle des précipitations, donne un aperçu sur les rapports au niveau de chaque station pour chaque mois de l'année, ce qui nous permet de classer les mois selon leur pluviosité. La figure 04, donne la répartition mensuelle moyenne de l'année 1985 à 2010 au niveau des stations de : Ain Assel, Roum El Souk et d'El Kala.

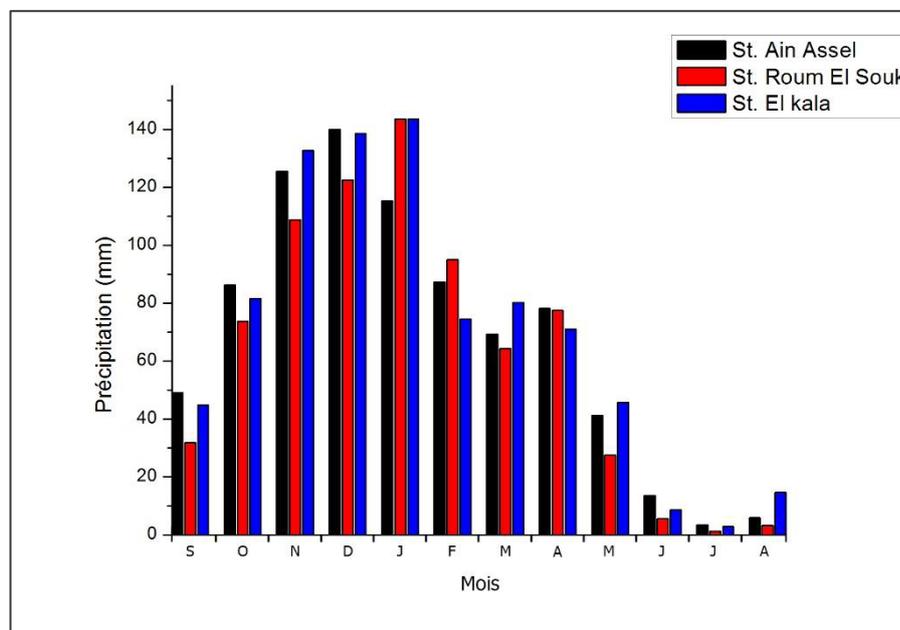


Figure 04 : Variation moyenne mensuelle des précipitations aux stations Ain Assel, Roum El Souk et d'El Kala (1985-2010).

II.2 Température

La détermination des paramètres climatiques, en particulier la détermination du bilan hydrique, sont influencées par les précipitations mais aussi par les températures.

La figure 05, montre les données récoltées sur les deux stations de mesures : Ain Assel et El-Kala.

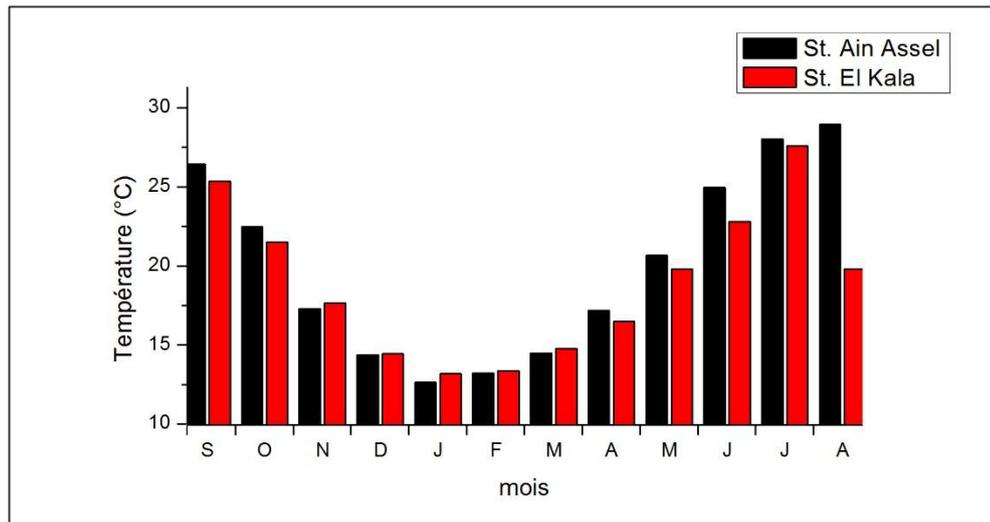


Figure 05 : Variation moyenne mensuelle de la température aux stations de AinAssel et El-Kala (1985-2010)

III.3 Humidité relative

Le rapport de la tension de vapeur réelle observée à la tension de valeur saturante à la même température, correspond à l'humidité relative de l'air, cette dernière est influencée par la richesse en écosystèmes forestiers, ainsi que les différents et nombreux plans d'eau de la région, ce qui contribue au maintien d'une humidité élevée pendant toute l'année (voir figure 06).

Le degré d'hygrométrie, dans la zone d'étude et dans la région d'El Kala, est très élevé le long de l'année en générale, il est presque constant avec une moyenne de 76.3%, pour un maximum de 80.3% enregistré au mois de décembre et un minimum de 72.8% enregistré au mois d'octobre. Les variations mensuelles moyennes de l'humidité sont représentées dans la figure 06.

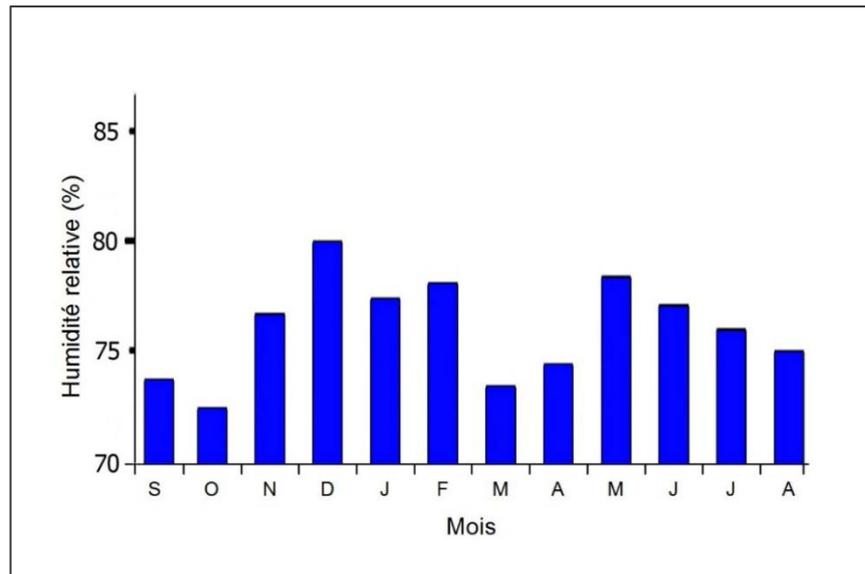


Figure 06 : Variation moyenne mensuelle de l'humidité relative à la station d'El Kala (1985-2010)

III.4 Régime des vents

Le vent, a un effet sur les précipitations et les températures activant ainsi l'évaporation. En effet, c'est l'un des éléments, le plus caractéristique du climat.

Les vents du Sud-Est parfois Sud-Ouest, dus généralement aux siroccos provenant du Sahara, sont fréquemment remarqués pendant le mois d'Août, caractérisés par une température relativement élevée (voir figure 07). Cependant, les vents Nord-Ouest sont les plus dominants pendant tous les mois de l'année, et très violents, d'où la formation des dunes dans l'Est Algérien, ils sont fréquemment liés à d'importantes pluies venues de l'atlantique (Bahrouni, 2006).

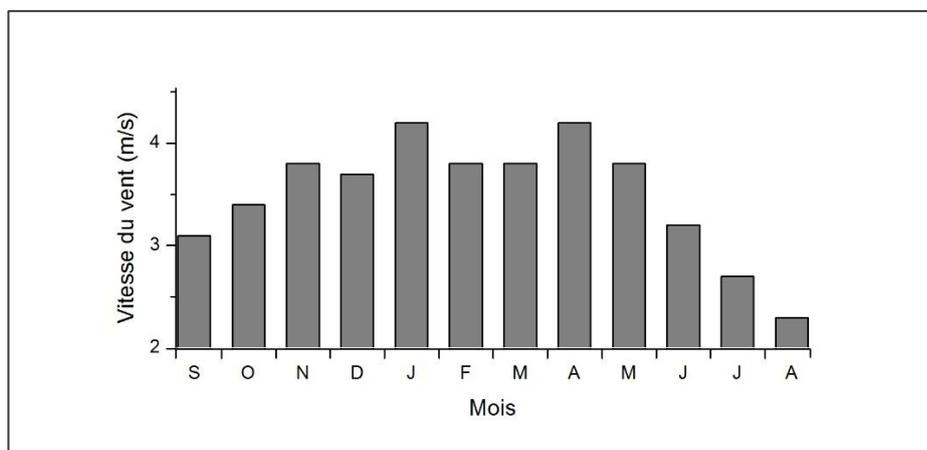


Figure 07 : Variation moyenne mensuelle du régime de vent à la station d'El Kala (1985-2010).

IV. Hydrologie

La région contenant les deux barrages étudiés est située entre deux bassins versants ; oued Seybouse et oued El kebir Est. Cependant le bassin versant El kebir Est représente 90% du terrain, drainant la quasi-totalité des eaux superficielles de la wilaya d'El Taref, sauf la partie du nord de la ligne des partages des eaux, qui s'écoule vers la mer méditerranéenne (Bahrouni, 2006).

IV.1 Secteurs hydrologiques

La région d'étude est caractérisée par deux secteurs :

IV.1.1 Secteur de la Mafragh

Comme c'est montré par la figure 08, deux cours d'eaux principaux ; Bounamoussa à l'Ouest et Bougous à l'Est qui prend le nom de oued El kebir Est à la sortie de la montagne, drainant le bassin de la Mafragh.

L'Oued Bounamoussa avec un débit de $4,45 \text{ m}^3/\text{s}$ prend son origine sous le nom d'oued kebir à Kouidi et oued Ahmed (1229 m). Il résulte de la confluence d'oued Kebir et oued Bouhadjar et se termine par les gorges de Cheffia où il a été construit un barrage.

L'oued Bounamoussa draine un bassin de l'ordre de 1158 km^2 avec un périmètre de 194 Km (Labar, 2003).

Oued El kebir Est ; son cours d'eau principal est formé par trois oueds, deux prennent leur origine en Tunisie (oued El kebir proprement dit et oued Ballouta), et un en Algérie, c'est celui de Bougous, leur confluence se situe au niveau du barrage de Mexana.

L'oued El kebir Est draine un bassin de l'ordre de 1685 km^2 avec un périmètre de 220 Km.

A la sortie de la gorge de Mexa El kebir Est avec un débit de $6,71 \text{ m}^3/\text{s}$. Parallèlement à la côte ; traverse la plaine d'El Taref, il reçoit les oueds suivants (Labar, 2003):

Oued Guergour d'un débit moyen de l'ordre de $0,32 \text{ m}^3/\text{s}$, oued Bouhaloufa $0,81 \text{ m}^3/\text{s}$, à la sortie de Zitouna et $0,92 \text{ m}^3/\text{s}$, à la station du barrage.

Au Nord-ouest nous rencontrons deux oueds : Oued El Aroug et oued Mellah qui sont les affluents de lac Mellah et qui le drainent durant la saison sèche et l'alimentent en saison humide.

Ses affluents contribuent aux écoulements superficiels et dans l'alimentation et le drainage des Nappes.

Les deux oueds Bounamoussa et El kebir Est, convergent vers le Marais de Mekrada (2000 ha) rejoignant la mer par un seul exutoire la Mafragh.

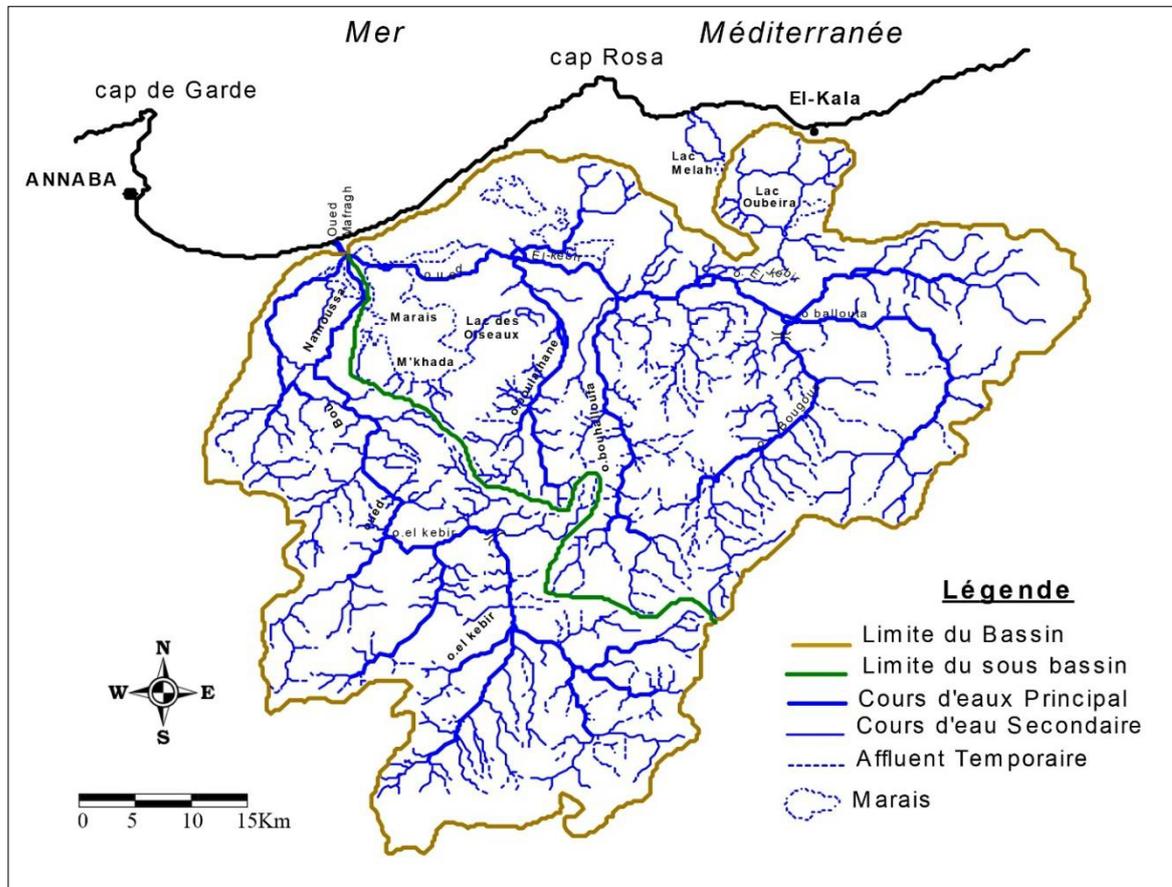


Figure 08 : Hydrographie du bassin de la Mafragh (Labar, 2003).

IV.1.2 Secteur d'Oum Teboul

La plaine d'Oum Teboul est traversée par oued El Eurg, d'un axe Est Sud-Ouest, qui prend naissance à la frontière Algéro-Tunisienne.

Il résulte de la confluence de deux oueds Drida Sud Est de la plaine d'Oum Teboul et oued Aouledg Nord Est de la plaine.

L'oued El Eurg se jette dans le lac Tonga par son principal affluent : oued Melloul qui se relie avec oued Messida par un canal rejoignant lac Tonga avant d'atteindre la mer.

IV.2 Eaux Stagnantes

Les eaux stagnantes ont un rôle crucial dans l'hydrologie de la région, elles forment. En effet, dans cette région de nombreux marais temporaires ou permanents, les véritables lacs sont : lac Mellah, lac Oubaïra, lac Tonga et lac des Oiseaux, ainsi que les barrages que constitue le barrage Mexa et Cheffia (Bahrouni, 2006).

IV.2.1 Barrage Mexa

Le barrage de Mexa fut construit entre 1984 et 1999, inauguré en 2000. Ce barrage d'eau est construite sur l'oued Kebir Est, et se situe dans la commune de Bougous wilaya d'El Taref, (près de la frontière Algéro-Tunisienne), à 8 km du chef-lieu de la wilaya El Taref, et de 71 km de la ville de Annaba en suivant la route national N°44. (Figure 09)

La cote de la digue est de 85 m et la capacité de rétention est de 262 hm³. Elle aura à régulariser près de 223 Hm³/an. Néanmoins, des problèmes techniques ont survenus lors des travaux de réalisation du barrage de Mexa, obligeant l'équipe technique d'abaisser la cote de la crête à 62 m pour une longueur de la digue de 600 m.

Ce barrage en terre à noyau central imperméable de 32 m de hauteur a une capacité de rétention de 41.5 hm³. Il est destiné à l'alimentation en eau potable et irrigation des deux wilayas El Taref et Annaba (voir tableau 01).

Tableau 01 : Principales caractéristiques hydromorphologiques du barrage Mexa.

Caractéristiques	Mesures
Altitude (m)	48
Superficie de la cuvette (Km ²)	6
Hauteur de la digue (m)	30
Capacité totale (Hm ³)	51.5
Capacité d'exploitation (Hm ³)	41

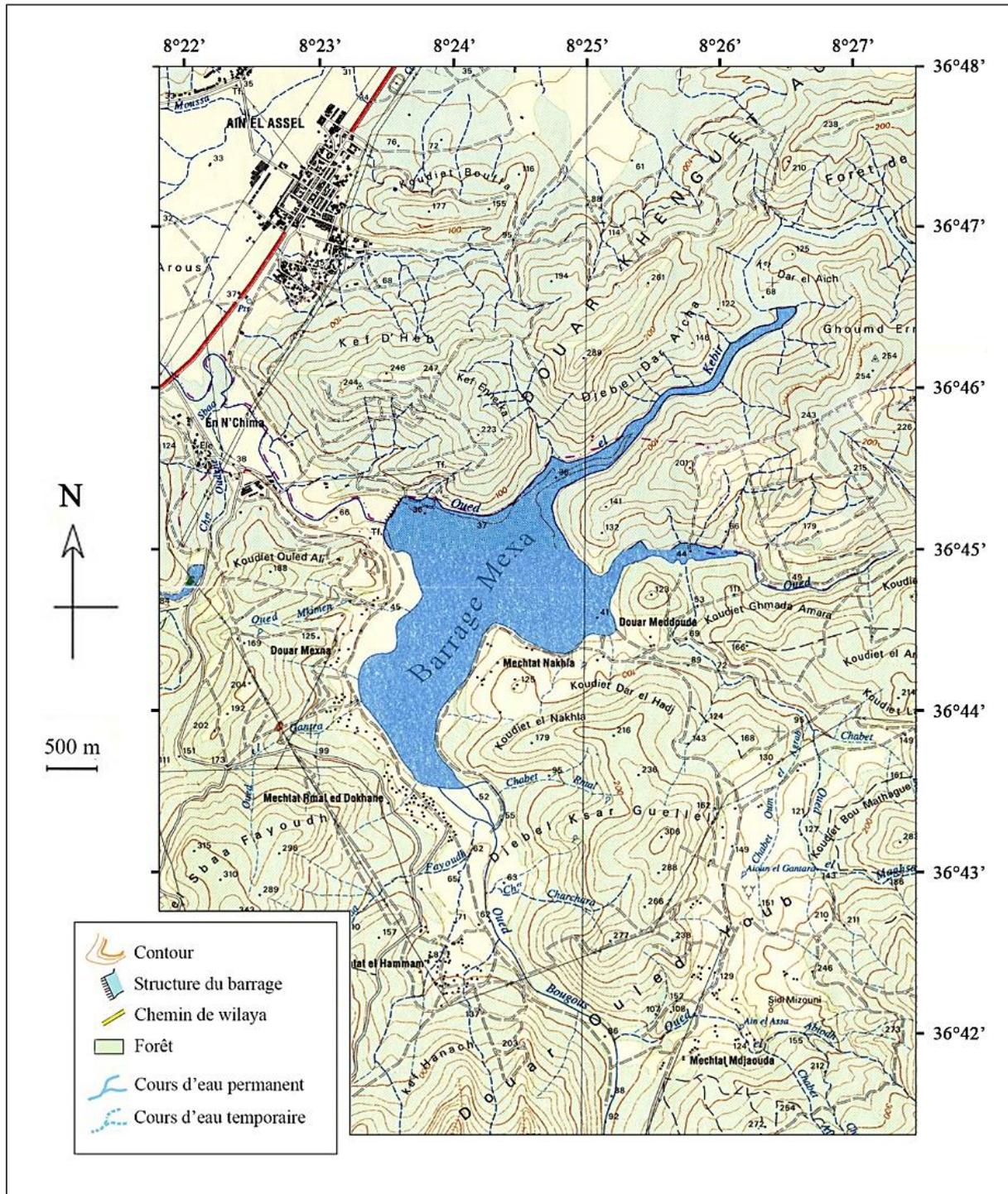


Figure 09 : Situation géographique du barrage Mexa(INCT, 2004).

IV.2.2 Barrage Cheffia

Le barrage de Cheffia, est situé à 50 kilomètres au Sud-Est de la ville d'Annaba (figure 10), il est considéré parmi les plus grandes ressources en eau du Nord-Est de l'Algérie. Il est destiné à :

- Irrigation du périmètre de Bounamoussa.
- Alimentation en eau industrielle du complexe sidérurgique d'El-Hadjar.
- Alimentation en eau potable des villes d'Annaba et Bouhadjar.
- Ecrêteur de crue contre la plaine d'El Taref et d'Annaba (ANBT, 2002).

L'apport principal annuel en eau, provient de l'oued Bounamoussa avec une provision d'environ 40 Hm³.

Les principales caractéristiques hydromorphologiques du réservoir de Cheffia sont résumées dans le tableau 02.

Tableau 02 : Principales caractéristiques hydromorphologiques du barrage Cheffia.

Caractéristiques	Mesures
Altitude (m)	337
Superficie de la cuvette (Km ²)	9,87
Longueur max. (Km)	4,58
Capacité totale (Hm ³)	168
Capacité d'exploitation (Hm ³)	95
Volume mort (Hm ³)	13
Hauteur de la digue (m)	51
Longueur de la digue (m)	640



Figure 10 : Situation géographique du barrage Cheffia (INCT, 2004)

V. Source de pollution

V.1 Pollution urbaine

En raison de certains réseaux défectueux et le disfonctionnement des stations d'épurations, environ 2 096 l/s d'eaux usées domestiques sont rejetées dans les oueds, ou

encore à ciel ouvert sans traitement préalable, cela constitue une véritable menace pour le milieu naturel de la wilaya d'El Taref (Labar, 2002).

V.2 Pollution industrielle

Les unités de conserverie de tomate, qui sont au nombre de six, rejettent $124\text{m}^3/\text{h}$ par saison, vient ensuite l'unité de production de Tubes galvanisés rejette vers l'oued Bounamoussa plus de $400\text{ m}^3/\text{h}$ et enfin, l'unité Carajus rejette à elle seul environ $2\text{ m}^3/\text{h}$ (Labar, 2002).

Ces rejets sont à l'origine d'une pollution organique, dans les oueds El Kebir-Est et la Seybouse, caractérisée par des valeurs excessives de matières en suspension (MES), et de matières oxydables (Labar, 2002).

V.3 Pollution Agricole

Plusieurs fermes à élevage important, sont présentes au niveau de la région d'étude qui est à vocation agricole, ne disposent pas d'équipement de sécurité contre la pollution provoquée par les différents rejets.

La région d'étude est une vaste plaine agricole cultivée à plus de 70%, avec la présence de polycultures soumises à l'utilisation intensive des épandages d'engrais et de pesticides riches en NO_3 , PO_4 , SO_4 , lessivés par les eaux de surface ces matières peuvent atteindre les nappes superficielles ou profondes par échanges verticaux ou horizontaux.

V.4 Pollution Organique des cours d'eau et des eaux stagnantes de la région d'El Taref

La figure 11, indique que les différentes eaux naturelles dans la région d'El Taref passent d'une qualité à une autre (pollution organique forte à pollution organique très forte).

La pollution organique apparaît très forte, tout le long de l'oued Kebir Est, ainsi que ces affluents, ceci est causé par de très forts débits d'eaux usées, des différentes agglomérations, localisées à proximité de l'oued (Bahrouni, 2006).

Chaib et al. (2011) durant leur étude visant à caractériser l'oued Kébir-Est et ses principaux affluents sur le plan physicochimique, ont mis en évidence une forte contamination organique due aux déversements d'eaux usées brutes des agglomérations situées à proximité de quelques effluents de l'oued Kébir-Est.

Les oueds Bounamoussa et Seybouse, ont la même pollution que celle constatée au niveau de l'oued Kebir Est. L'origine d'une telle pollution peut être expliquée par la présence de quantités excessives des Nitrites, Phosphates, DBO₅, mais aussi par les eaux usées (pollution urbaine), qui sont chargées de grandes quantités de substances nutritives, comme les matières organiques, favorisant ainsi leur croissance rapide et continue d'algues et de plantes aquatiques, cela est constaté surtout au niveau de l'oued Seybouse (Bahrouni, 2006).

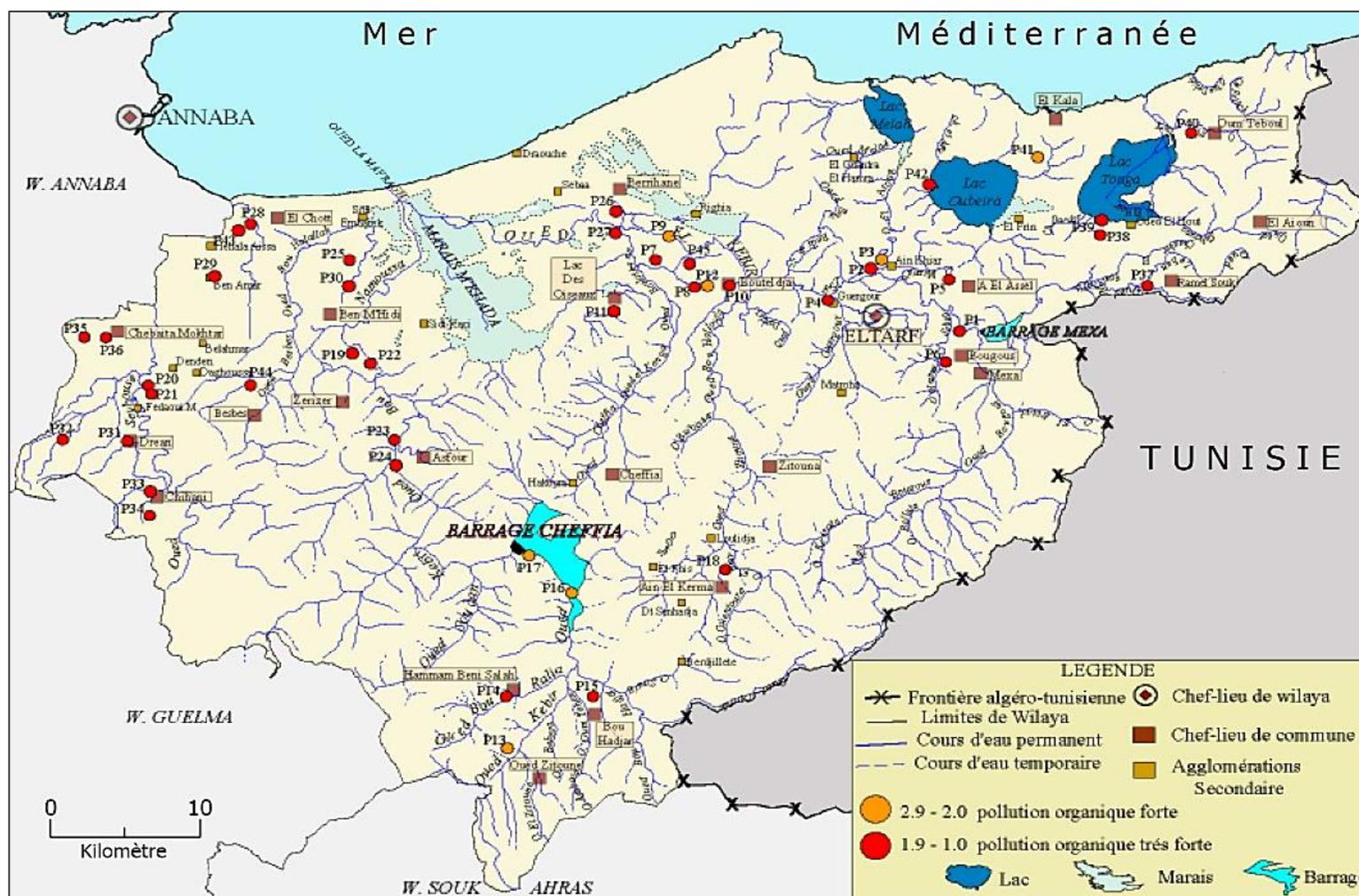


Figure 11 : Carte d'indice de pollution organique des eaux naturelle dans la région d'ElTaref.

VI. Conclusion

Les barrages d'eau ; Cheffia et Mexa, se situent dans la wilaya d'El Taref à l'extrême Nord-Est Algérien, près de la frontière Algéro-Tunisienne, elles sont destinées essentiellement à l'alimentation en eau potable des deux wilayas El Taref et Annaba, avec une capacité de stockage de 95 et 41.5 million de m³ respectivement.

La wilaya d'El Taref, où se trouvent les deux barrages étudiés, est répartie en 24 communes et 07 daïras avec une superficie globale d'environ 2891 Km², et une forte population concentrée dans les agglomérations, à savoir ; El Taref, El Kala, Dréan, Besbes...etc.

Le patrimoine forestier, occupe 57% du territoire de la wilaya d'El Taref, il s'étend sur une superficie totale de 166 311 ha, cette caractéristique, a fait que le tourisme et l'activité de la pêche sportive, sont très appréciés dans cette région, surtout à cause de sa richesse en faune et flore, la présence du parc national, les sources thermales, ainsi que les zones humides.

La zone d'étude est soumise à un climat méditerranéen, où on distingue deux saisons très différentes l'une de l'autre et bien distincte à savoir : une saison pluvieuse humide à précipitations relativement élevées avec des températures basses, et l'autre sèche moins pluvieuse avec des températures élevées.

Les variations des réserves des eaux superficielles et souterraines sont fortement influencées par les variations climatiques, l'apparition des eaux stagnantes, jouent un rôle crucial dans l'hydrologie de la région étudiée ; elles forment de nombreux marais temporaires ou permanents, tels que les lacs, les retenues collinaires, les barrages...etc.

Néanmoins, la zone d'étude est exposée à une pollution très importante, qui présente une véritable menace pour le milieu naturel, par différentes sources de pollutions, tel que : l'utilisation intensive des épandages d'engrais et de pesticides, les rejets industriels qui sont à l'origine d'une pollution organique, et le rejet des déchets solides et d'eaux usées d'origine urbaine.

Chapitre II

ÉTUDE DES GERMES DE CONTAMINATION FÉCALE

I. Problématique et objectifs

L'eau est indissociable de la vie, en particulier de celles des populations humaines dont elle a influencée l'histoire et conditionnée le développement. Elle est aussi, un des principaux vecteurs de la transmission de nombreuses maladies, qui sont à l'origine d'importantes épidémies humaines ou animales (Hospitalier-Rivillon et Poirier, 2008). De nombreux germes infectieux sont ainsi transmis et entraînent une mortalité humaine élevée (AESN, 2003).

Cette pollution des eaux de surface, par des agents pathogènes est un problème qui remonte très loin dans le temps. (Bousaab, et al., 2007).

En effet, de vastes épidémies de typhoïde, fièvre, dysenteries, choléra...etc. Ont été causées par ces agents pathogènes, pendant plusieurs siècles. Ces maladies d'origine hydrique, posent un réel problème de santé publique, de par leur fréquence et leur gravité, elles sont dues le plus souvent à des bactéries strictement pathogènes ou opportunistes, ainsi qu'à des virus, des parasites, protozoaires et même à des intoxications dues à la présence de cyanobactéries ou des algues eucaryotes (Servais et al., 1999 ; Lesne, 1998 ; George et Servais, 2002 ; Kreisei, 1990 ; Guiraud, 1998 ; Payment et Hartman, 1998).

La transmission des maladies d'origine hydrique, se fait le plus souvent par voie féco-orale, l'Homme est contaminé par la consommation d'aliments contaminés par l'eau, ou bien par un contact avec des eaux à usage récréatif, ou lors d'un bain (George et Servais, 2002).

Cette mauvaise qualité microbiologique des eaux consommées, est considérée par l'OMS comme la première cause des problèmes de santé publique.

Une pollution des eaux, par des microorganismes pathogènes peut être induite par des activités anthropiques (rejets d'eaux usées, des ordures ménagères ou même des eaux industrielles), ou par des phénomènes naturels (bactéries telluriques présentes dans les sols, apportées par les eaux de ruissellement), toutes ces bactéries sont apportées dans les milieux aquatiques, alors que ceux-ci ne constituent pas leur environnement habituel, elles sont dites allochtones. A l'opposé, On y trouve des bactéries qui sont naturellement présentes dans le milieu aquatique où elles se multiplient. Ces bactéries appelées autochtones, jouent un rôle crucial dans les cycles biogéochimiques de divers éléments constitutifs de la matière vivante, favorisant ainsi la décomposition de la matière organique, et le recyclage des éléments nutritifs essentiels au maintien des organismes aquatiques et la chaîne trophique (Hébert et

Légaré, 2000), dont les sources d'eau de surface, sont plus susceptibles d'en contenir que les sources d'eaux souterraines, à moins que ces dernières ne le soient sous l'influence directe des eaux de surface (DGSESC, 2006).

Ces eaux de surface, généralement représentées par les lacs, les rivières et les réservoirs (barrage d'eau), et qui sont utilisés à différents usages tel que la production d'eau potable, l'irrigation, la pisciculture et les activités réactives. Pour chacun de ces usages, des réglementations comportant des valeurs seuil relatives à certains paramètres, y compris des paramètres bactériologique.

En Algérie, pays à climat semi-aride, l'approvisionnement en eau pour divers usage est assuré essentiellement par les eaux de surface, dont 75 barrages d'eau sont exploités actuellement. Si la construction de ces ouvrages constituait bien une nécessité pour garantir, en toute saison, l'approvisionnement en eau indispensable à notre pays, il convenait de contrôler et de sauvegarder la qualité des eaux retenues par ces barrages. Plusieurs retenues de barrages connaissent donc des problèmes de la dégradation de leur qualité d'eau due essentiellement aux différentes sources de pollution.

La principale source de pollution microbiologique des eaux de surface en Algérie, est dûe à une contamination par des microorganismes, contenus dans les déjections humaines et ou animales, comme en font état de nombreuses études épidémiologiques. Les usagers de l'eau exposés à des eaux contaminées par des matières fécales, en particulier les baigneurs, peuvent contracter des maladies gastro-intestinales (GTFP, 2009). Des maladies des voies respiratoires, et certaines infections cutanées (dermatite du baigneur) peuvent aussi affliger les baigneurs.

Considérant que le dépistage systématique, de tous ces microorganismes serait difficilement réalisable, voire impraticable (coûts et délais importants, méthodes analytiques spécialisées, etc.), la surveillance porte plutôt sur des bactéries fécales indicatrices qui ne sont pas pathogènes, mais qui sont présentes en grand nombre, dans les excréments des animaux à sang chaud et des humains. Les indicateurs bactériologiques les plus couramment utilisés sont les coliformes fécaux, *Escherichia coli* et les entérocoques. De façon générale, plus les concentrations de ces bactéries indicatrices sont élevées, plus la probabilité qu'il y ait des microorganismes pathogènes est élevée.

Dans cette vision de la situation, ce chapitre se focalise sur la source principale d'eau à différents usages de la wilaya d'Annaba et d'El-Taref, en fixant les objectifs suivants :

- Estimation de la charge bactérienne globale, en germes aérobies mésophiles hétérotrophes et revivifiants (GAMHR) dans les eaux des deux barrages, ainsi que les oueds qui les alimentent, et suivre leur dynamique spatiotemporelle ;

- Evaluation du niveau de la pollution des deux barrages, et les oueds, par le dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale (GICF), à savoir les coliformes totaux (CT) ; les coliformes fécaux (CF) ; les streptocoques fécaux (SF) et les bactéries sulfite-réductrices (BSR), et suivre leur évolution à travers le temps ;

- Détermination de l'origine de la contamination fécale (humaine ou animale) ;

- Etablir les corrélations sur le plan quantitatif, qui existe entre les différents germes étudiés, et aussi comprendre leur dynamique saisonnière ;

- Evaluation de la qualité microbiologique des eaux, à partir des différentes stations de prélèvement étudiées, et cela en comparant les résultats du dénombrement des germes, aux normes et réglementations nationales et internationales pour différents usages des eaux de surface et des oueds.



II. Données bibliographiques

II.1 Définition des eaux de surface

L'eau est une ressource abondante sur Terre, elle est répartie dans différents réservoirs sur la planète, les mers et les océans ; sont composés de plus de 97 % d'eau salée, soit : 1360.106 km³ comparé à 3 % d'eau douce soit : 40.106 km³. Cette eau douce est à 70% sous forme solide ; dans les glaces polaires et les neiges éternelles et moins de 30% sous forme liquide ; constitue les eaux souterraines, le reste se trouve à la surface mais également dans l'atmosphère (Dégrémont, 1984).

L'eau de surface, se répartie en eau véhiculée par les cours d'eau ou dans des réservoirs comme les lacs et les barrages, les fleuves, les rivières et les mers. Appelée aussi eau superficielle, elle joue le plus grand rôle dans la formation de l'hydrosphère sur terre (Rodier et al., 2009). Elle, englobe différents et nombreux micro-organismes ; le phytoplancton et le zooplancton, ainsi que les actinomycètes et certaines cyanophycées. C'est un véritable écosystème pour tous ces microorganismes. La répartition des espèces, la diversité biologique et les activités humaines, sont influencées par l'eau, d'où l'importance d'étudier ces différentes caractéristiques physicochimiques, par les agents de la santé publique en général (Aminot et Kérouel, 2004).

II.2 Origine des eaux de surface

L'origine des eaux de surface, peut-être soit : les eaux de ruissellement ou bien des nappes profondes dont l'émergence constitue une source de ruisseaux, de rivières. Les cours d'eau, se caractérisent par une surface de contact ; eau-atmosphère tous le temps en mouvement, et une vitesse de circulation appréciable, par contre dans les réservoirs naturelles (lacs) ou artificielles (retenues, barrages), la surface d'échange eau-atmosphère est pratiquement immobile, avec une profondeur variable, parfois assez importante et un temps de séjour considérable (Dégrémont, 1984).

II.3 Caractéristiques des eaux de surfaces :

Le lessivage des bassins versants, par la traversée de l'eau durant son parcours, influence la composition chimique des eaux de surface, car elle dissout les différents éléments

constitutifs des terrains, au cours de son cheminement, ces eaux se chargent en gaz dissous (O_2 , N_2 , CO_2) par contact ; eau de surface-atmosphère. Il faut noter que :

- ✓ Présence quasi générale de gaz dissous, en particulier l' O_2 (Boeglin et al., 2003);
- ✓ Concentration importante en matières en suspension, tout au moins pour les eaux courantes. Ces matières en suspension sont très diverses. Dans le cas des eaux de barrages, le temps de séjour provoque une décantation naturelle des éléments les plus grossiers : la turbidité résiduelle est alors colloïdale (Dégrémont, 1984) ;
 - ✓ Présence de matières organiques d'origine naturelle provenant de la décomposition des organismes végétaux et animaux après leur mort (Boeglin et al., 2003) ;
 - ✓ Les eaux de surface sont le siège d'un développement important de phytoplancton (algues...) et de zooplancton (Boeglin et al., 2003) ;
 - ✓ La qualité de l'eau, varie de la surface de l'eau jusqu'au fond de la retenue (O_2 , Fe, Mn, plancton). Le profil de chacun de ces paramètres varie lui-même en fonction des périodes de l'année (Dégrémont, 1984).

II.4 Pollution microbiologique des eaux

II.4.1 Définition

La pollution microbiologique des eaux est une contamination par des microorganismes qui ne se retrouvent pas initialement dans les eaux naturel (microorganismes allochtones) et plus particulièrement une contamination par des microorganismes pathogènes tels que les virus, bactéries, protozoaires, voire des champignons, leur présence présente un risque pour la santé publique humaine (ex. infection aux yeux, aux oreilles et à la peau, problèmes gastro-entériques, hépatites, méningites) ; des restrictions d'usage (baignade, activités nautiques). Le tableau 03 résume les pathologies provoquées par certains microorganismes ainsi que le moyen de la contamination.

Tableau 03 : Infections transmissibles par l'eau ou étroitement liées à l'eau (Leclerc et al., 1982 ; Rodier et al., 2009).

classification	microorganisme	pathologie	Origine de contamination
Bactéries	<i>Aeromonas spp</i>	GE et syndromes cholériques	I
	<i>Campylobacter jejuni/</i> <i>Campylobacter coli</i>	GE	I
	<i>Clostridium perfringens</i>	GE	I
	<i>E.coli</i> entéropathogènes, entérotoxiques, entéroinvasives	GE et syndromes cholérimorfs	I
	<i>Legionella pneumophila</i>	Pneumopathie ,fièvre	Inhalation d'aérosols
	<i>Leptospira spp</i>	Leptospiroses ictérohémorragiques	C (baignade,eaux,aliments)
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Infections cutanées, suppuratives,ou éruptives Surinfections ,pneumopathies	C
	<i>Salmonella</i> typhiques et paratyphiques	Fièvres typhoïdes	I (eaux,coquillages)
	<i>Salmonella typhimurium</i> <i>Salmonella enteridis</i>	GE Infections systémiques	I
	<i>Shigella dysenteriae</i>	GE et dysentérie	I
	<i>Shigella sp</i>	GE	C (baignades)
	<i>Staphylococcus aureus</i>	Infections cutanées suppuratives	C
	<i>Vibrio cholerae ;Vibrio spp</i> <i>Vibrio parahaemolyticus</i>	GE et cholera infections cutanées GE	I (eaux,coquillages) Coquillages,poissons
	<i>Yersinia enterocolitica</i>	GE	I
Virus	Adénovirus	GE Pharyngite,conjonctivite	I C,piscines
	Entérovirus	Poliomyélite,affections neurologiques,respiratoires,cutanées,musculaires et cardiaques	I
	Hépatite A virus(HAV) Hépatite E virus(HEV)	Hépatites	I (eaux,coquillages)
	Papilloma virus	verrues	C (en piscine)
	Rotavirus	GE	I
classification	microorganisme	pathologie	Origine de contamination
Protozoaires	Amibes : <i>Naegleria,Entamoeba ,</i> <i>Acanthamoeba,Balantidium</i>	Amibiase kératite	I (kystes) C
	<i>Cryptosporidium parvum</i>	GE	I
	<i>Giardia lamblia,</i> <i>Giardia intestinalis</i>	GE giardiase	I (kystes)
Helminthes	Anguillules	anguillulose	C (baignades en piscine) I
	<i>Ankylostoma duodenale</i> <i>Ankylostoma brasiliensis</i>	Ankylostomiase	C (larves)
	<i>Ascaris lumbricoides</i>	Ascarirose	I (larves)
	<i>Schistosoma</i>	Bilharziose	C (voie transcutanée)
	<i>Taenia saginata</i> <i>Taenia solium</i>	Teniasus	I irrigation par eaux usées
Fungi	<i>Candida albicans</i>	Candidose	C(baignades en mer,piscines)
	Dermatophytes : <i>Trichophyton,Microsporium</i> <i>Trichosporium</i>	Mycoses cutanées	C(eaux de mer,sables)

I : contamination par ingestion d'eau

C : contamination par contact avec l'eau contaminée

GE : gastro-entérites (se traduisant par douleurs abdominales, diarrhées, vomissements,fièvre, à des degrés divers)

Spp. : diverses espèces

II.4.2 Origine de la contamination des eaux de surfaces par les microorganismes pathogènes

La contamination des eaux par des agents infectieux pathogènes, a comme origine principale fécale, et qui remonte à une source de contamination ponctuelle ou diffuse

II.4.2.1 Les sources ponctuelles

Elles Incluent :

- Les rejets d'eaux usées domestiques traitées ou pas en stations d'épuration
- Certains rejets d'eaux usées industrielles incluant la contamination directe, liée au rejet des levures et bactéries lactiques (industries de fermentations alimentaires) ou indirecte : flores associées aux rejets sucrés, amylacés (industries alimentaires), protéiques (abattoirs), divers (papeterie, tannerie, etc.)
- Les rejets d'eaux de ruissellement urbain lorsque celles-ci sont collectées par un réseau d'assainissement séparatif ou encore les rejets directs d'effluents d'élevage.

II.4.2.2 Les sources diffuses

Le milieu naturel reçoit également des microorganismes fécaux par des sources diffuses de contamination, difficilement localisables dans l'espace et parfois très variables dans le temps.

Englobant à la fois des contaminations diffuses d'origine humaine (eaux d'infiltration provenant de systèmes d'assainissement autonome comme les fosses septiques, fuites dans des réseaux d'assainissement défectueux...) et des contaminations diffuses d'origine animale (animaux sauvages et bétail) qui rejoignent le milieu aquatique via le ruissellement et le lessivage des sols. L'importance relative de ces diverses sources est très variable à la fois dans l'espace et dans le temps ; elle dépend bien entendu de l'environnement aquatique considéré mais également des conditions hydrologiques et météorologiques. Si les rejets localisés d'eaux usées traitées en STEP, peuvent être facilement étudiés indépendamment des autres sources de contamination (et font d'ailleurs l'objet de la plupart des études sur les apports de bactéries fécales aux milieux naturels) (Miescier et Cabelli, 1982 ; Omura et al., 1989 ; George et al., 2002 ; Rose et al., 2004; Harwood et al., 2005) . Il n'en va pas de même des sources diffuses, qui peuvent être dominantes dans les bassins ruraux et qui sont assez difficiles à quantifier;

seules quelques études sont consacrées à la quantification de ce type de sources de contamination microbiologique (Wyer et al., 1996, 1997; Avery et al., 2004; Baudart et al., 2000; Solo-Gabriele et al., 2000; George et al., 2004).

II.5 Survie des microorganismes dans l'eau

L'eau est un milieu hostile pour la plupart des microorganismes pathogènes. Après leur introduction, ceux-ci vont disparaître à des vitesses variables selon leur nature et leurs propriétés. Ce sont surtout les pathogènes de l'intestin qu'il paraît opportun de considérer puisque les contaminations sont en effet pour la plupart d'origine fécale (Debabza, 2005).

Les microorganismes fécaux, qu'ils soient indicateurs ou pathogènes, ont un optimum de croissance dans les conditions spécifiques du milieu intérieur animal ou humain (abondance en nutriments, température, humidité ...). Par conséquent, leur émission par un hôte se traduit par des modifications brutales et radicales de leur environnement, changements qui induisent dans la plupart des cas une décroissance des populations. Cette décroissance résulte d'une dynamique de population ; elle est souvent qualifiée de « survie »

II.5.1 Facteurs de variation de survie dans les effluents

Suite à une période plus ou moins longue dans l'intestin des animaux hôtes, les microorganismes fécaux sont émis via les selles dans l'environnement extérieur sous formes de déjections. Au stade initial, la charge microbienne initiale – dont certains exemples sont précisés dans le tableau 04 , mais aussi l'espèce animale émettrice (Michel et al., 2000 ; Texier, 2008), son âge, son régime alimentaire (Texier, 2008) et son état de santé. Ensuite, intervient le type d'effluent (lié à l'espèce animale et aux pratiques agricoles), ainsi que son mode de stockage (durée de stockage, aération ou non, humidité...) facteur très influant sur la dynamique des populations microbiennes. Selon Michel et al. (2000), et Trevisan (2001), la charge microbienne des effluents agricoles peut avoir une variabilité saisonnière (voir tableau 04).

Tableau 04 : Concentration moyenne de certaines bactéries d'origine fécale dans les fèces et les effluents agricoles.

Microorganismes	Type de matières	Concentration (UFC/g)	Remarques	Références
Coliformes fécaux	fumiers de bovins	$10^{4.9}$	sur 40 échantillons	(Trévisan,2001)
	lisiers de bovins	$10^{4.3}$		
Streptocoques fécaux	fumiers de bovins	$10^{5.4}$	sur 40 échantillons	
	lisiers de bovins	$10^{4.5}$		
<i>Escherichia coli</i>	fèces d'homme	10^5 à 10^9	/	(Faculté de Pharmacie de Nancy, 1999)
	fèces de bovins, caprins, porcins	10^5 à 10^8		
	fèces chevaux, lapins	10^3 à 10^6		

II.5.2 Survie des microorganismes dans les effluents

De manière générale, la durée de survie de microorganismes indicateurs dans les effluents se compte en semaines ou en mois, voire quelque fois en année. Mais les résultats peuvent être très variables. Ainsi, la durée moyenne est de 8 jours dans le cas d'une salmonelle dans du fumier de volaille alors qu'elle atteint jusqu'à 1000 jours dans les bouses (Faculté de Pharmacie de Nancy, 1999). La variabilité des durées de survie dans les effluents agricoles est donc très grande, selon les espèces et au sein de chaque espèce, selon le milieu.

II.5.3 Survie des microorganismes dans le milieu aquatique récepteur

La survie des microorganismes varie selon qu'il s'agit d'une bactérie, d'un virus ou d'un protozoaire. Il n'est pas toujours simple de faire la part de ce qui revient aux propriétés de résistance propres des microorganismes ou aux facteurs environnementaux.

II.5.3.1 Survie des bactéries

En ce qui concerne les bactéries, on admet par exemple, que les Salmonella sont particulièrement résistantes (Cherif et al., 2001). De toutes les bactéries pathogènes, *Yersinia enterocolitica* aurait la plus grande aptitude à survivre. Cette espèce a la particularité remarquable d'être pathogène pour l'homme et de se multiplier pourtant à des températures basses à + 4°C ce qui pourrait expliquer sa grande stabilité dans les milieux hydriques.

Les E.coli entéropathogènes, ont un faible taux de survie (environ 10 jours) très inférieur à celui des E.coli non pathogènes (environ 60 jours) (Haslay et Leclerc, 1993 ; Leclerc et Mossel,1989). D'une manière générale, les bactéries du système intestinal ne survivent généralement pas dans le milieu aquatique. Elles sont soumises à un stress physiologique et perdent graduellement la capacité de se multiplier sur des milieux différentiels et sélectifs. Ces coliformes stressés peuvent être revivifiés avant qu'ils ne soient identifiés (Prescott et al., 1999).

II.5.3.2 Survie des virus et des protozoaires

Dans les milieux hydriques, les virus sont évidemment incapables de se multiplier ; ils vont donc tendre à disparaître sous l'effet des facteurs physico-chimiques et biologiques. La température aurait un rôle déterminant ; les basses températures favorisent la survie, les températures élevées au contraire inactivent les virus. Le pH alcalin, dû aux composés ammoniacaux favorise également l'inactivation. Plus l'eau est pure et exempte de matière organique, plus la survie serait longue ; c'est dans l'eau distillée ou désionisée que la persistance serait la plus durable.

Les protozoaires, sous leurs formes kystiques, sont doués d'une résistance exceptionnelle, plus élevée que celle des virus et des bactéries. Les kystes de Giardia ne peuvent être détruits par la chloration usuelle et leur élimination ne peut être obtenue qu'après des traitements de coagulation, de sédimentation et de filtration (Haslay et Leclerc, 1993 ; Leclerc et Mossel, 1989).

II.6 Evaluation de la qualité microbiologique des eaux de surface

Les micro-organismes pathogènes, responsables des maladies hydriques sont très nombreux et variés. Actuellement et malgré le développement des méthodes moléculaires, il n'est toujours pas possible de détecter de manière exhaustive, dans un échantillon d'eau, l'ensemble des micro-organismes présents. Il est également impossible, de baser la surveillance de la qualité de l'eau, sur la détection des germes pathogènes eux-mêmes pour les raisons suivantes (Straub et Chandler, 2003 ; George et Servais, 2002 ; Solet, 2002 ; Champiat et Larpent, 1994) :

- Des contraintes au niveau des prélèvements, en raison des besoins de volumes importants et des conditions de transport des échantillons ;

- Des techniques analytiques compliquées et coûteuses ;
- De leur durée de vie souvent très courte ;
- De leur présence en nombre faible, d'où la nécessité de concentrer les échantillons ;
- De leur présence aléatoire ;
- Des phénomènes de compétitivité microbienne ;
- Du nombre élevé d'espèces différentes.

L'évaluation de la qualité microbiologique des eaux, est en conséquence, basée sur le dénombrement de la microflore aérobie mésophile revivifiable et aussi la recherche et le dénombrement de germes dit : germes indicateur de contamination fécale.

II.6.1 Indicateurs d'abondance bactérienne

Le dénombrement des bactéries aérobies revivifiables (bactéries aérobies et aéroanaérobies mésophiles, hétérotrophes), vise à quantifier non spécifiquement le plus grand nombre de micro-organismes saprophytes véhiculés par l'eau, en particulier des bactéries se développant dans les conditions aérobies habituelles de culture. Quel que soit le milieu utilisé, le développement de l'ensemble des bactéries présentes n'est jamais obtenu : certaines espèces demandent des apports nutritifs et des conditions de milieu qui sont défavorables à la prolifération d'autres espèces (exigences nutritives particulières, compétition, stress...). Cela veut dire que deux résultats, ne sont comparables que s'ils proviennent d'analyses pratiquées, selon la même méthodologie et avec les mêmes milieux de culture. Le dénombrement des bactéries aérobies mésophiles est utilisé comme indicateur d'abondance (Robert, 1999) :

- Soit dans les milieux naturels, le plus souvent dans les eaux de très bonne qualité microbiologique dont on veut éprouver la protection vis-à-vis de toute contamination ; ce sont donc essentiellement les eaux souterraines, de nappes profondes ou alluviales, qui sont soumises à cet examen, mais aussi les eaux de surface comme celles de certains lacs oligotrophes loin des rives. Les bactéries aérobies mésophiles ont alors une valeur d'indicateur de contamination par les eaux superficielles eutrophes ;

- Soit dans les réseaux : une augmentation de la concentration bactérienne en aval de la station de pompage ou de traitement doit être interprétée soit comme une multiplication interne de bactéries existant à l'entrée du réseau, soit comme une intrusion de l'extérieur dans

celui-ci, au niveau des réservoirs ou des canalisations. Les bactéries aérobies mésophiles ont alors une valeur d'indicateur de pollution ;

- Soit dans le cas des eaux superficielles eutrophes, les bactéries aérobies mésophiles ont une valeur d'indicateur de charge bactérienne.

II.6.2 Indicateurs de contamination fécale

Ces bactéries indicatrices de contamination n'ont pas nécessairement par eux-mêmes un caractère pathogène, mais leur présence indique l'existence d'une contamination par des matières fécales et leur abondance est une indication du niveau de risque de présence de micro-organismes pathogènes. Un bon indicateur est par définition une espèce ou un groupe de bactéries qui présentes certaines caractéristiques. Celles-ci sont reprises dans le tableau 05

Tableau 05 : Caractéristiques d'un indicateur de contamination fécale idéal (Rose et al., 2004).

Propriété	Caractéristique d'un indicateur
Pathogénicité	Pas pathogène.
Occurrence	Présent en même temps que les pathogènes, absent en absence de contamination fécale.
Survie	Taux de survie similaire à celui des pathogènes.
Reproduction	Ne se reproduit pas dans les eaux naturelles.
Inactivation	Inactivé par les différents traitements au même niveau que les pathogènes.
Source	La seule source dans les eaux naturelles est la contamination fécale.
Coût	Méthodes de détection bon marché, rapides et faciles à mettre en œuvre.

Différents groupes de bactéries sont utilisés comme indicateurs de contamination fécale dans différents pays et sous différentes juridictions. Les coliformes totaux et fécaux ont été très longtemps les principaux indicateurs de contamination fécale mais aujourd'hui, *Escherichia coli* et les entérocoques intestinaux sont reconnus comme plus appropriés (Edberg et al., 2000 ; Fewtrell et Bartram, 2001) et proposés pour remplacer les coliformes dans certaines normes de qualité microbiologique des eaux. Il est cependant important de comprendre les potentialités et les limitations de ces différents indicateurs. Quelques caractéristiques des indicateurs les plus couramment utilisés sont présentées ci-dessous (Robert, 1999) :

II.6.2.1 Les coliformes

a- Coliformes totaux

Ils sont constitués par un certain nombre d'espèces bactériennes possédant des propriétés caractéristiques de structure et de culture à 35-37°C.

On peut actuellement distinguer deux catégories de coliformes, selon qu'ils ont ou non une origine fécale. Ils n'ont aucune valeur d'indicateur de contamination fécale car sont composés en grande partie de la flore autochtone de l'eau.

b- Coliformes fécaux

Les coliformes fécaux ou coliformes thermotolérants sont des coliformes qui présentent les mêmes propriétés de structure et de culture caractéristiques des coliformes, mais après incubation à la température de 44°C. Celle-ci permet de sélectionner les espèces de coliformes d'origine fécale, mais limite la croissance des espèces sélectionnées. La spécificité de l'indicateur est donc bonne, mais sa sensibilité l'est moins.

Ce sont des indicateurs relativement fiables de contamination fécale en raison d'une concordance statistique entre leur présence et l'existence quasi certaine d'un tel type de contamination.

Les coliformes thermotolérants constituent des indicateurs relativement fiables de présence, de survie ou de résistance au traitement des bactéries pathogènes fécales. Ils sont moins fiables pour les virus entériques, en particulier pour la survie et la résistance au traitement. Ils sont très peu utilisés pour les protozoaires et les helminthes, parasites pour lesquels on ne connaît aucun indicateur fiable.

• *E. coli.*

Cette espèce bactérienne présente les mêmes intérêts que les coliformes thermotolérants avec, en plus, l'avantage d'être fortement spécifique d'un habitat normal intestinal et de ne pas se multiplier dans l'environnement. C'est un excellent marqueur de contamination fécale, récente ou rapprochée.

II.6.2.2 Streptocoques fécaux, Streptocoques D, Entérocoques

Les streptocoques du groupe D sont constitués par des bactéries des genres *Streptococcus* et *Enterococcus* possédant la substance antigénique caractéristique du groupe D de Lancefield. Dans l'ancienne nomenclature, les streptocoques du groupe D étaient désignés par le terme « streptocoques fécaux ».

Les streptocoques du groupe D n'ont pas tous un habitat fécal. Parmi eux, seules les bactéries du genre *Enterococcus* sont d'origine fécale animale ou humaine certaine.

Les avantages des entérocoques en tant qu'indicateurs sont (Haslay et Leclerc, 1993) :

- Une incapacité à se multiplier dans l'environnement aquatique (contrairement aux coliformes) ;
- Une résistance au traitement et une survie dans les eaux supérieures à celles des coliformes, et plus voisines de celles des virus, d'où la possibilité de détection de contaminations anciennes et une meilleure capacité à représenter une contamination virale.

En plus, le rôle principal des streptocoques fécaux était de faire partie du rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux utilisé comme indicateur de l'origine de la source fécale (Geldreich, 1976)

II.6.2.3 Spores de bactéries sulfite-réductrices

Le point commun aux bactéries anaérobies sulfite-réductrices (*Clostridium* et certains *Bacillus*), aux *Clostridium* sulfite-réducteurs (incluant *Clostridium perfringens*), est de réduire le sulfite de sodium en sulfure (propriété utilisée pour l'analyse bactériologique) et de sporuler dans les conditions défavorables (la spore bactérienne est une forme de résistance).

Ces différents types de bactéries sont recherchés dans la réglementation concernant la qualité des eaux d'alimentation.

a- Spores de bactéries anaérobies sulfite-réductrices

Les méthodes d'analyse sont telles que sous ce terme sont comprises les spores de *Clostridium* sulfite-réducteurs et celles de certains *Bacillus* sulfite-réducteurs, qui sont abondantes dans toutes les eaux.

Dans le cas des eaux brutes de surface destinées à la potabilisation, leur recherche n'a d'intérêt que pour la mesure de l'efficacité d'un traitement de potabilisation : filtration (les spores sont de taille moindre et sont plus difficiles à retenir que les formes végétatives) ou chloration (les spores sont beaucoup plus résistantes que les bactéries végétatives).

Leur absence est à valider, car si un traitement est suffisamment puissant pour les éliminer, il a « seulement » de grandes chances d'éliminer les pathogènes, mais ne conduit pas à leur élimination systématique.

b- Spores de *Clostridium* sulfito-réducteurs

Ils sont parfois utilisés comme des témoins très sensibles de pollution fécale car leur forme spore, beaucoup plus résistante que les formes végétatives des coliformes thermotolérants ou entérocoques, permettrait de déceler une pollution fécale ancienne ou intermittente.

Or, il existe une grande variété de *Clostridium* aptes à réduire le sulfite en sulfure (*C. perfringens*, *C. sporogenes*, *C. fallax*, etc.), et ces espèces sont ubiquistes. De ce fait, il s'agit d'un indicateur de contamination fécale sensible mais trop peu spécifique.

Si l'intérêt de leur recherche est controversé pour la mise en évidence d'une pollution, la mise en évidence de leurs spores peut en revanche servir d'indicateur d'efficacité de filtration sur sable dans une station de traitement au même titre que les spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices, qui sont toutefois plus simples, donc moins coûteuses, à dénombrer.

II.6.2.4 Bactériophages

Ce sont des virus qui infectent et se reproduisent dans les bactéries. Ils constituent un indicateur de l'efficacité de la désinfection par le chlore car ils sont plus résistants que les bactéries indicatrices de contamination fécale.

Certains sont actuellement candidats au titre d'indicateur de contamination virale, mais des travaux sont encore nécessaires pour déterminer quels bactériophages suivre, et quels sont les seuils quantitatifs correspondant à la présence probable de virus pathogènes.

III. Matériel et méthodes

III.1 Stratégie d'échantillonnage

Douze (12) campagnes d'échantillonnage ont été réalisées pour les deux barrages étudiés, qui recouvraient les quatre saisons de l'année 2013 (voir tableau 06), pour chaque barrage, des stations de prélèvements ont été choisies en fonction des objectifs fixés.

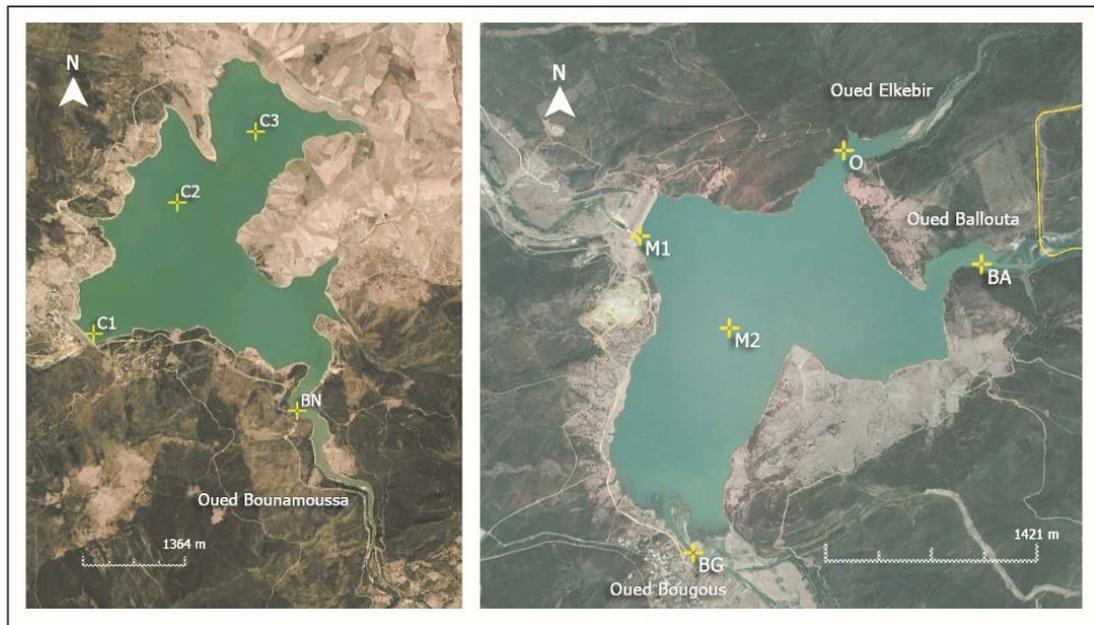
Tableau 06 : Date de prélèvement pour les analyses bactériologiques à partir du barrage Cheffia et Mexa.

	2012	2013										
CHEFFIA	16-déc.	15-janv.	13-févr.	17-mars	15-avr.	15-mai	16-juin	16-juil.	15-août	16-sept.	15-oct.	14-nov.
MEXA	22-déc.	21-janv.	23-févr.	23-mars	20-avr.	21-mai	22-juin	20-juil.	24-août	21-sept.	20-oct.	23-nov.

En ce qui concerne les stations de prélèvement, elles ont été choisies, à la fois, pour tenir en considération les différentes zones des 2 barrages étudiés, et aussi en tenant en compte des différents oueds qui les alimentent (voir figure 12).

- **Barrage de Cheffia :** Une station de prélèvement (C1) située au point de captation des eaux du barrage; une station de prélèvement (C2) correspondant à la région la plus profonde du barrage; une autre station de prélèvement (C3) située dans une zone la plus éloignée, à la fois, de l'oued alimentant les eaux du barrage et aussi du point de captation et enfin une station de prélèvement (BN) située dans l'oued Bounamoussa, juste en amont du point de mélange avec les eaux du barrage.

- **Barrage de Mexa :** Une station de prélèvement (M1) située au point de captation des eaux du barrage; une station de prélèvement (M2) correspondant à la région la plus profonde du barrage; trois autres stations de prélèvement situées chacune dans les oueds alimentant les eaux du barrage, à savoir : L'oued Elkebir (St O), l'oued Ballouta (St BA) et l'oued Bougous (St BG), la figure 12 montre ces différentes stations de prélèvement.



-a-

-b-

Figure 12 : Stations de prélèvement pour l’analyse bactériologique dans le barrage de Cheffia (a) et de Mexa (b).

Les coordonnées géospatiales, des différentes stations de prélèvement pour les deux barrages étudiés, sont mentionnées dans le tableau 07.

Tableau 07 : Coordonnées géospatiales des différentes stations de prélèvement.

Barrage de Cheffia			
Stations	C1	36°36'05"N	8°02'37"E
	C2	36°37'44"N	8°03'82"E
	C3	36°37'46"N	8°04'14"E
	BN	36°36'76"N	8° 04'37"E
Barrage de Mexa			
Stations	M1	36°45'03"N	8°23'12"E
	M2	36°44'73"N	8°23'17"E
	O	36°45'14"N	8°24'31"E
	BA	36°44'58"N	8°25'19"E
	BG	36°43'93"N	8°23'53"E

Chacune des stations de prélèvement, à servit pour l'isolement d'un groupe de bactéries particulier, selon le tableau 08 et 09.

Tableau 08 : Stations et profondeur de prélèvement pour chaque groupes de germes recherchés dans le barrage de Cheffia.

Germes recherchés	Stations de prélèvement	Profondeur
Dénombrement des GAMHR	C2	50 cm, 1 m, 2 m,... jusqu'à 13m.
Dénombrement des CT et CF	C1,C2,C3,BN	50 cm
Dénombrement des SF		
Dénombrement des BSR		

Tableau 09 : Stations et profondeur de prélèvement pour chaque groupes de germes recherchés dans le barrage de Mexa.

Germes recherchés	Stations de prélèvement	Profondeur
Dénombrement des GAMHR	M2	50 cm, 1 m, 2 m,... jusqu'à 16 m.
Dénombrement des CT et CF	M1,M2,O,BA,BG	50cm
Dénombrement des SF		
Dénombrement des BSR		

III.2 Dénombrement des GAMHR

Cet examen vise à estimer sans distinction le plus grand nombre de germes présents dans les eaux de barrage, pour cela des échantillons de 1000 ml ont été pris avec un intervalle de 1 m, de 0 à 13 mètres de profondeur pour le barrage de Cheffia et de 0 à 16 mètres pour le barrage de Mexa, cela grâce à un système de bouteille lestée à ouverture à distance (voir figure 13). Transportés au laboratoire, les échantillons sont dilués à l'aide d'une solution de Ringer au 1/4 (voir annexe A : 1), les dilutions résultantes ont servi pour inoculer le milieu de culture gélosé PCA, ajusté à pH=7 en boîte de Petri (voir composition, annexe A : 2). Après incubation à 20°C pendant 72 heures, toutes les colonies apparues sous leurs différents

aspects et tailles sont comptées. Le résultat est exprimé en UFC/ml d'eau de barrage en prenant en considération le volume d'eau qui a servi pour inoculer le milieu de culture en boîte de Petri, et aussi le facteur de dilution correspondant à la dilution à partir de laquelle le milieu a été ensemencé (AFNOR, 1999).

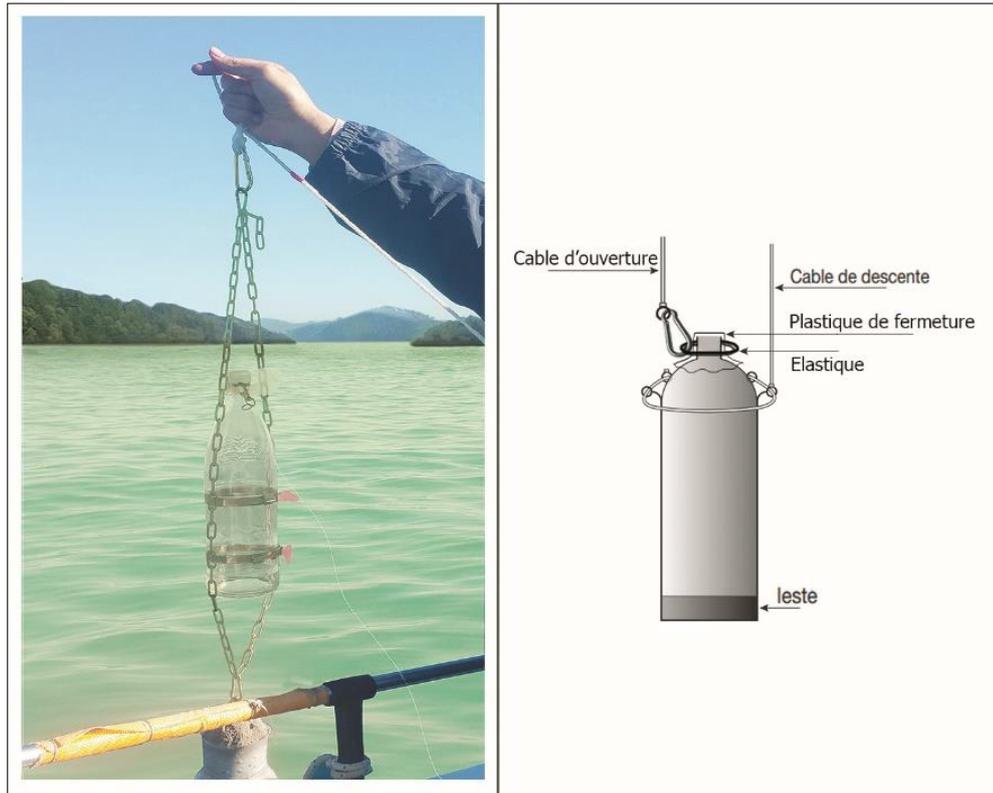


Figure 13 : Système de prélèvement manuel en eau profonde (Rodier et al., 2009)

III.3 Dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécales

Les échantillons pris à une profondeur de 50 cm au-dessous de la surface d'eau ont été rapidement transportés au laboratoire, pour faire l'objet d'une analyse microbiologique visant à dénombrer le nombre de bactéries indicatrices d'une contamination fécale, à savoir :

- Dénombrement des coliformes totaux et des coliformes fécaux ;
- Dénombrement des streptocoques fécaux ;
- Dénombrement des bactéries sulfito-réductrices.

III.3.1 Dénombrement des coliformes totaux et des coliformes fécaux

Ce dénombrement est réalisé en deux étapes l'une à titre de dénombrement, et l'autre à titre de confirmation de l'appartenance des souches énumérées, aux groupes de germes recherchés. Ces étapes sont :

- Première étape : Dénombrement direct sur membrane de filtration

Les échantillons d'eau, soigneusement homogénéisés par agitation, d'un volume inférieur ou égal à 1000 ml (le volume filtré est en fonction du niveau de turbidité de l'échantillon), sont filtrés sous vide à travers des membranes de nitrocellulose de porosité de 0.47 μm . Par la suite, ils sont déposés sur des boîtes de Petri contenant le milieu gélosé lactosé au TTC et Tergitol (voir composition, annexe A : 3). Les boîtes ainsi inoculées sont incubées pendant 24 heures à une température de 37°C et de 44°C pour l'isolement des CT et les CF respectivement. Le Tergitol 7 inhibe la croissance des microorganismes à Gram positif, et limite l'envahissement par les Proteus.

Il est impératif que l'incubation à 44 °C, doit se dérouler dans une atmosphère chargée de vapeur d'eau, pour cela une cuve large remplie d'eau est placée dans l'étuve.

Une fois l'incubation terminée, toute colonie de couleur jaune (ne réduisant pas le TTC) avec un halo jaune dans la couche de gélose sous-jacente aux colonies (fermentation du lactose et virage du bleu de bromothymol), est considérée comme bactérie coliforme (pour les boîtes de Petri incubées à 37°C) et coliforme fécale (pour les boîtes de Petri incubées à 44°C). Les autres colonies ne faisant pas partie des CT ou/et des CF présentent une coloration rouge-orangée (réduction du TTC) avec l'absence de halo jaune détectable dans le milieu de culture.

- Deuxième étape : Examen et repiquage des colonies sur des milieux de confirmation

Les colonies ayant présenté l'aspect des coliformes ont fait l'objet d'une confirmation, en réalisant les tests suivants :

1. Coloration par la méthode de Gram et examen microscopique des bacilles à Gram négatif ;

2. Recherche de l'oxydase négative en utilisant une solution de 1% de chlorhydrate de tétraméthyl paraphénylène diamine ;

3. Utilisation d'un tube d'eau peptonée (voir composition, annexe A : 4) et un autre tube de bouillon lactosé au vert brillant (voir composition, annexe A : 5), incubés à 44 °C. L'existence d'une croissance bactérienne dans les deux tubes avec apparition de coloration rouge après addition de réactif de Kovacs dans le premier, et un dégagement de gaz dans le deuxième (réaction de MacKenzie) correspondent à la présence d'*Escherichia coli* présumées (AFNOR, septembre 2000).

III.3.2 Dénombrement des streptocoques fécaux

Le dénombrement a été réalisé directement sur membrane de filtration après culture. Pour cela les échantillons sont filtrés sous vide à travers des membranes de nitrocellulose de porosité de 0.47 µm, et qui par la suite sont déposés sur des boîtes de Petri contenant le milieu de Slanetz et Bartley (voir annexe A : 6). L'incubation est réalisée à 44 °C pendant 48 heures.

L'azide de sodium contenu dans le milieu de Slanetz et Bartley, permet d'inhiber la croissance des microorganismes à Gram négatif, tandis que le TTC est un indicateur de la croissance bactérienne qui est réduit en formazan insoluble à l'intérieur de la cellule. Cette réaction se manifeste par l'apparition de colonies de couleur rouge à marron sur la boîte.

Lecture : Les colonies présentant une coloration rouge à marron doivent être considérées comme caractéristiques. Une confirmation a été pratiquée sur ces colonies typique au SF en déposant une goutte de solution de peroxyde d'hydrogène à 3 % sur les colonies "présumées être des SF", si celles-ci contenaient une catalase, des bulles de gaz se dégageraient spontanément. Elles ne pourraient alors être considérées comme étant des colonies de streptocoques du groupe D (AFNOR, août 2000).

III.3.3 Dénombrement des bactéries sulfito-réductrices et de leurs spores

Les microorganismes sulfito-réducteurs réduisent le sulfite de sodium en sulfure, provoquant avec le citrate ferrique un précipité noir de sulfure de fer autour des colonies. Pour cela une première couche de gélose Tryptone-Sulfite-Cyclosérine (TSC) (voir annexe A : 7). d'environ 2 mm d'épaisseur a été coulée dans des boîtes de Petri, sur laquelle la membrane

de filtration qui a servi pour filtrer l'échantillon d'eau chauffé à 80°C pendant 10min, a été déposée face supérieure tournée vers le bas, en s'assurant qu'il ne reste pas de bulles d'air emprisonnées sous le filtre. Une deuxième couche du milieu de culture a été coulée dans les plus brefs délais, de façon à porter, l'épaisseur totale de gélose à 5 mm environ. L'incubation s'est faite en conditions anaérobies pendant 20 et 44 heures à 37°C. La D-cyclosérine contenue dans le milieu de culture TSC inhibe presque totalement la flore contaminante. Après culture il y a eu un dénombrement des colonies entourées d'un halo noir, les résultats sont exprimés en UFC/ml d'eau de barrage (AFNOR, 1993).

III.4 Détermination de l'origine de la contamination fécale

Selon Borrego et Romero (1982), lorsque le rapport CF/SF est supérieur à 4, la contamination est essentiellement d'origine humaine, s'il est inférieur à 0.7, la contamination est d'origine animale en particulier le bétail, dû aux activités d'élevage (Geldreich, 1976) et si le rapport est situé entre 0.7 et 4, la contamination est d'origine mixte, à prédominance animale ou humaine ou incertaine (voir tableau 10).

Tableau 10 : Détermination de l'origine de la pollution fécale selon le rapport CF/SF (Borrego et Romero, 1982)

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

III.5 Evaluation de la qualité microbiologique des eaux

III.5.1 Evaluation globale de la qualité microbiologique des eaux

Dans le but d'avoir une appréciation globale sur la qualité microbiologique des eaux des barrages et des oueds étudiés, un calcul de l'indice de qualité microbiologique (IQM), a été fait par le calcul de la moyenne des classes à partir du tableau 11, indiquant les limites des

classes, établie en 1980 par Bovesse et Depelchin, cette moyenne une fois obtenue, sera interprétée à partir du tableau 12 où sont indiqués les niveaux de contamination.

Tableau 11 : Limites des classes bactériologiques (Bovesse et Depelchin, 1980).

Classe N°	Coliformes tot./ml	Coliformes fécaux/ml	Streptocoques Fécaux/ml
1	>360000	>20000	>500
2	45000-360000	2500-20000	50-500
3	9000-45000	500-2500	10-50
4	2000-9000	100-500	50-10
5	<2000	<100	<5

Tableau 12 : Interprétation de la moyenne des classes IQM

IQM	4,3-5,0	3,5-4,2	2,7-3,4	1,9-2,6	1,0-1,8
Contamination	Très faible	Faible	Modérée	Forte	Très forte

III.5.2 Aptitude d'utilisation des eaux à produire une eau alimentaire

Cette étude, s'est faite en utilisant les critères microbiologiques de la réglementation Algérienne, contenue dans le décret exécutif n° 11-219 du 12 juin 2011 (JORA, 2011). Fixant les objectifs de qualité des eaux superficielles, et souterraines destinées à l'alimentation en eau potable (voir tableau 13), en utilisant la directive cadre sur l'eau (CDE) n° 75/440/CEE, du 16 Juin 1975 de l'union européenne (JOCE, 1975), comme bases de comparaison avec les résultats du dénombrement des germes cibles dans les eaux des barrages Cheffia et Mexa (voir tableau 14).

Tableau 13 : Critères microbiologiques du décret exécutif n° 11-219 fixant les objectifs de qualité des eaux superficielles destinées à l'alimentation en eau des populations (JORA, 2011).

Paramètres	E. coli/100ml	Entérocoques/100ml	Salmonelles
Nombre de CFU/100ml	<20.000	<10.000	Absence dans 1000 ml

Tableau 14 : Critères microbiologiques de La directive cadre sur l'eau (CDE)n° 75/440/CEE de l'union européenne pour les eaux superficielles destinées à produire de l'eau alimentaire (JOCE, 1975)

Paramètres	Unité	A1	A2	A3
Coliformes totaux 37°C	Nbr CFU/100 ml	50	5000	50000
Coliformes fécaux	Nbr CFU/100 ml	20	2000	20000
Streptocoques fécaux	Nbr CFU/100 ml	20	1000	10000
Salmonelles	/	Absence dans 5000 ml	Absence dans 1000 ml	/

Catégorie A1 : Traitement physique simple et désinfection, par exemple filtration rapide et désinfection.

Catégorie A2 : Traitement normal physique, chimique et désinfection, par exemple, préchloration, coagulation, floculation, décantation, filtration, désinfection (chloration finale).

Catégorie A3 : Traitement physique, chimique poussé, affinage et désinfection, par exemple chloration au break point, coagulation, floculation, décantation, filtration affinage (carbone actif), désinfection (ozone, chloration finale).

III.5.3 Aptitude des eaux à l'irrigation

Cette aptitude est évaluée par rapport à :

- La norme canadienne concernant les eaux de surface utilisées pour l'irrigation. Cette norme a été appliquée aux eaux du barrage Cheffia et Mexa (voir tableau 15).

- La réglementation Algérienne fixant les spécifications des eaux usées épurées utilisées à des fins d'irrigation (voir tableau 16).

- La réglementation de l'OMS pour la réutilisation des eaux usées épurées pour l'irrigation (voir tableau 18).

Il faut noter que les Oueds étudiés, sont l'exutoire des rejets domestiques des villages avoisinants le barrage d'eau, c'est pour cette raison que les résultats du dénombrement des germes de contamination fécale retrouvée dans les eaux des oueds ont été comparés aux recommandations fixées pour les eaux usées traitées utilisées à des fins d'irrigation.

Tableau 15 : Critères bactériologiques des recommandations canadiennes relatives à la qualité de l'eau d'irrigation (CCME, 2008).

Paramètres	Coliformes totaux/100ml (37°C)	Coliformes fécaux/100ml (37°C)
Nombre de CFU/100ml	<10 ³	<10 ²

Tableau 16 : Spécifications bactériologiques des eaux usées épurées utilisées à des fins d'irrigation, d'après l'arrêté interministériel du 2 janvier 2012 (JORA, 2012).

GROUPES DE CULTURES	Coliformes fécaux (CFU/100ml)
-Irrigation non restrictive. -Culture de produits pouvant être consommés crus	<100
-Légumes qui ne sont consommés que cuits. -Légumes destinés à la conserverie ou à la transformation non alimentaire.	<250
-Arbres fruitiers (1). -Cultures et arbustes fourragers (2). -Cultures céréalières. Cultures industrielles (3). -Arbres forestiers. Plantes florales et ornementales (4).	Seuil recommandé <1000
-Cultures du groupe précédent utilisant l'irrigation localisée (5) (6).	pas de normes recommandées

(1) L'irrigation doit s'arrêter deux semaines avant la cueillette. Aucun fruit tombé ne doit être ramassé sur le sol.

L'irrigation par aspersion est à éviter.

(2) Le pâturage direct est interdit et il est recommandé de cesser l'irrigation au moins une semaine avant la coupe.

(3) Pour les cultures industrielles et arbres forestiers, des paramètres plus permissifs peuvent être adoptés.

(4) Une directive plus stricte (<200 coliformes fécaux par 100 ml) est justifiée pour l'irrigation des parcs et des espaces verts le public peut avoir un contact direct, comme les pelouses d'hôtels.

(5) Exige une technique d'irrigation limitant le mouillage des fruits et légumes.

(6) A condition que les ouvriers agricoles et la population alentour maîtrisent la gestion de l'irrigation localisée et respectent les règles d'hygiène exigées. Aucune population alentour.

Cette même norme Algérienne donne la liste des cultures pouvant être irriguées avec des eaux usées épurées (voir tableau 17 dans annexe A : 8).

La réglementation de l'OMS de 1989 pour la réutilisation des eaux usées épurées à l'irrigation, révisée en 2000 par Blumenthal et coll., propose de retenir trois catégories de contraintes sanitaires : C, B et A exprimant les risques croissants liés aux types de culture à irriguer, et aux modalités d'irrigation (Aspersion, parrigole d'infiltration, par gravité, par Goutte à goutte).

Toutefois quel que soit la catégorie de contrainte, cette réglementation exige un taux de coliformes fécaux inférieurs ou égale à 10^3 germes par 1000ml.

Tableau18 : Recommandations microbiologiques révisées de l'OMS pour Les eaux usées, avant utilisation en agriculture (Blumenthal et col. 2000).

Catégorie	Conditions de réutilisation	Groupes exposés	Technique d'irrigation	Coliformes Fécaux (Nombre/100 ml)	Nématodes intestinaux (œuf/l)
A	irrigation sans restriction A₁ pour les cultures maraîchères consommées crues, les terrains de sports, parcs publics	Travailleurs Consommateurs publics	Toutes	$\leq 10^3$	$\leq 0,1$
B	Irrigation restreinte. Céréales, cultures industrielles, fourragères, Pâturage et forêts	B₁ Travailleurs (mais pas les enfants <15 ans, populations alentour B₂ comme B₁ B₃ Travailleurs dont les enfants <15 ans, populations alentours	Aspersion Par rigole d'infiltration ou par gravité Toutes	$\leq 10^3$ $\leq 10^3$ $\leq 10^3$	≤ 1 ≤ 1 $\leq 0,1$
C	Irrigation localisée sur des cultures de la catégorie B s'il n'y a pas d'exposition des travailleurs ou des public	aucun	Goutte à goutte, micro jet, etc.	Pas de norme	Pas de norme

III.5.4 Aptitude des eaux à usages récréatives

Les eaux utilisées à des fins récréatives sont des eaux de surface consacrées essentiellement à la pratique de sports, où l'utilisateur entre souvent en contact direct avec l'eau, soit dans l'exercice même de l'activité, soit en rapport avec l'activité, par exemple la baignade et la planche à voile. Il existe d'autres utilisations récréatives comme la navigation de plaisance et la pêche, dans lesquelles le contact entre le corps et l'eau est en général moins fréquent (CCME, 2008).

Les résultats du dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale obtenus, dans le cas des deux barrages étudiés (voir tableau 19), ont été comparés aux critères bactériologiques des recommandations Canadiennes au sujet de la qualité des eaux utilisées à des fins récréatives (CCME, 2008). Ces recommandations portent principalement sur les dangers possibles pour la santé de l'utilisation des plans d'eau à des fins récréatives,

mais traitent également le côté esthétique des eaux. Les dangers pour la santé associés à un contact direct avec l'eau lors des activités récréatives, comprennent les infections transmises par des microorganismes pathogènes et les blessures découlant d'une visibilité réduite en eau trouble.

Tableau 19 : Recommandations Canadienne concernant la qualité des eaux utilisées à des fins récréatives (CCME, 2008).

Paramètre	Recommandation
Coliforme fécaux	Les moyennes géométriques d'au moins cinq échantillons prélevés au cours d'une période de plus 30 jours devraient être inférieures à 20 coliformes par 100ml. Il faut reprendre l'échantillonnage si un des échantillons contient plus de 40 coliformes par 100 ml.
Entérocoques	Les moyennes géométriques d'au moins cinq échantillons prélevés au cours d'une période d'au plus 30 jours ne devraient pas dépasser 35 entérocoques par 100 ml. Il faut reprendre l'échantillonnage si un échantillon contient plus de 70 entérocoques par 100 ml.



IV. Résultats

IV.1 Dénombrement des GAMHR

Les résultats du dénombrement des GAMHR dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa, sont résumés dans les tableaux 20 et 21 de l'annexe A : 9 et 10, leur évolution verticale et mensuelle, est représentée dans les figures 14 et 15 pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement, qui nous indiquent une répartition hétérogène, avec la présence de zones à densité cellulaire distinctive (densité très réduite ou très élevée). Cependant, deux points essentiels caractérisant cette répartition :

- 1) Généralement, une densité de cellules plus élevée a été enregistrée pendant la saison froide (*e.i.*, hiver-début du printemps) par rapport à celle enregistrée dans les mois correspondant à la saison chaude (*e.i.*, Eté jusqu'à mi- automne).
- 2) Durant la quasi-totalité de la période d'étude, les échantillons d'eau prélevés à partir des couches très éloignées de la surface (probablement proches des sédiments), ont donné un nombre de CFU de GMHR / ml nettement supérieur aux couches à profondeur réduite.

Afin d'expliquer la répartition spatio-temporelle de GAMHR, des noms ont été attribués pour chacune des zones de densité cellulaire particulière, montrées dans la figure 14 et 15 pour le barrage de Cheffia et de Mexa respectivement.

IV.1.1 Barrage de Cheffia

La zone a1 et a2 correspondant à la zone dont la densité cellulaire est la plus élevée ($\geq 15,4 \times 10^4$ CFU / ml). La zone a2 est presque omniprésente tout au long de l'année et s'intensifie pendant la saison printanière.

La zone (a1) au niveau de la figure 14-b, occupe verticalement la couche d'eaux avec une profondeur inférieure à 2m et qui s'étale durant la période hivernale. La zone (b1) a comme limite horizontale s'étalant de la saison estivale jusqu'à l'automne, et verticalement dépassant pas 2m de profondeur. D'autre part, la zone (b2) commence à partir d'une profondeur de -3,5 m à -12 m et se caractérise par une densité cellulaire inférieure à ($90,7 \times 10^4$ CFU / ml).

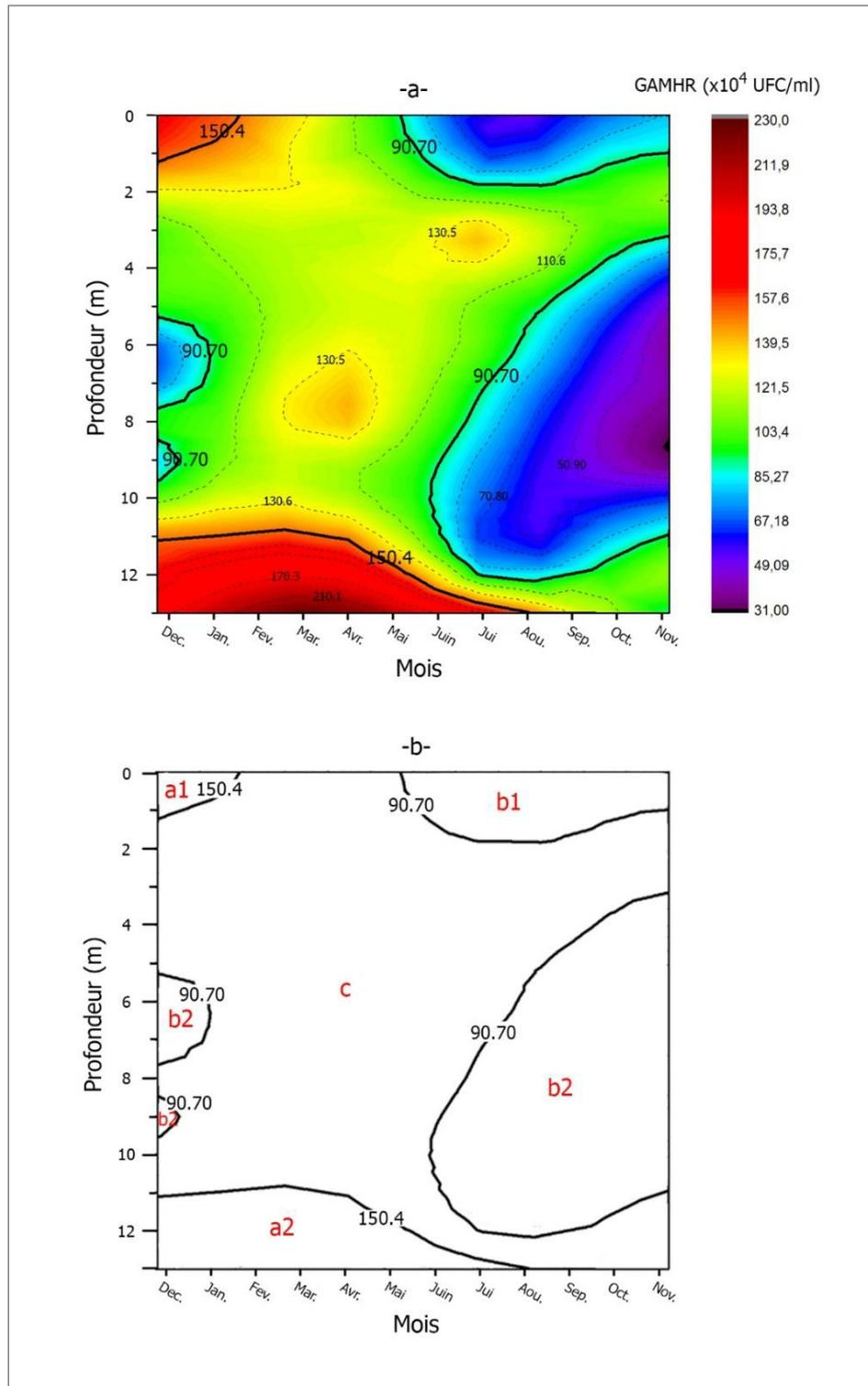


Figure 14: Distribution verticale et saisonnière des GAMHR dans les eaux du barrage Cheffia.

Enfin, une zone intermédiaire (c) s'étend entre les différentes autres zones et se caractérise par un intervalle de densité cellulaire de $[90,7 ; 130,5] \times 10^4$ CFU / ml.

IV.1.2 Barrage de Mexa

Globalement, le profil vertical de distribution des GAMHR dans l'eau du barrage Mexa est divisé en 2 périodes distinctes (figure 15).

Une première période, où l'eau du barrage est caractérisée par une densité bactérienne élevée, qui s'étale du début décembre, jusqu'à la fin mai, caractérisée par la présence de deux régions de densité supérieure à 276.10^4 CFU/ml, à savoir :

- Zone d1 : Zone ne dépassant pas 1,5m de profondeur, qui s'étale du début de décembre jusqu'à la fin février.

- Zone d2 : Zone située au-delà de 10 m de profondeur, qui s'étale du début de décembre jusqu'à la fin juin.

Une deuxième période où l'eau du barrage est caractérisée, généralement, d'une densité bactérienne ne dépassant pas 168.10^4 CFU de GAMHR/ml, qui commence de juin jusqu'au début novembre, elle est quasiment omniprésente à travers toute la profondeur étudiée, et qui inclues les zones e1, e2 et e3 (figure 15-b). Enfin, une zone intermédiaire (f) localisée entre les différentes autres zones, caractérisées par une densité cellulaire de $[168 ; 276] \times 10^4$ CFU / ml.

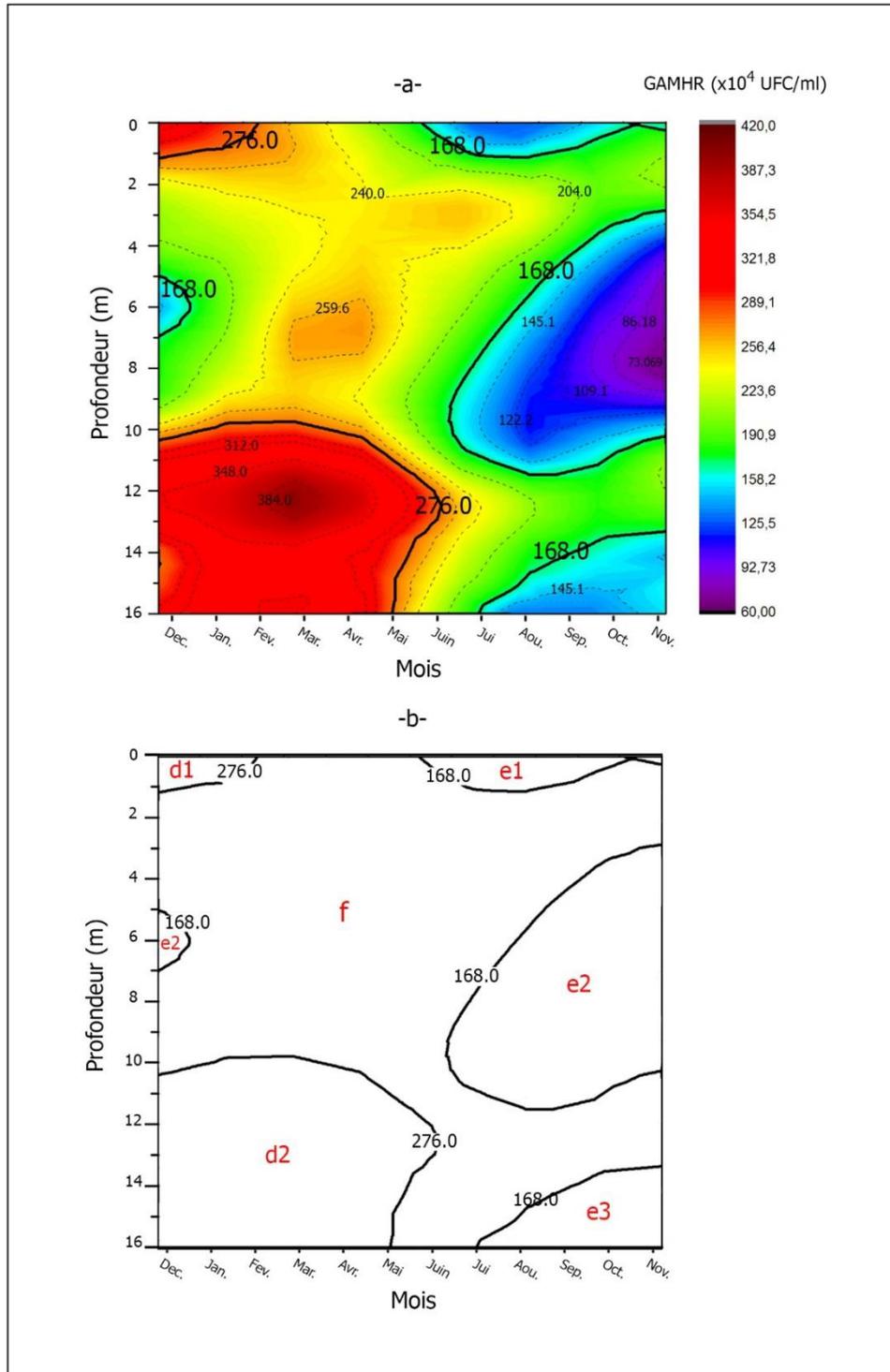


Figure 15 : Distribution verticale et saisonnière des GAMHR dans les eaux du barrage Mexa.

IV.2 Dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécale

L'ensemble des résultats du dénombrement et des germes indicateurs de contamination fécale recherchés dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa sont résumés dans les tableaux 20 et 21 de l'annexe A : 9 et 10.

IV.2.1 Dénombrement des coliformes totaux et fécaux

Les résultats du dénombrement du CT et CF dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa, ainsi que les oueds qui les alimentent, sont représentés dans la figure 16, ont permis de noter les observations suivantes :

- Les taux des CT enregistrés dans les Oueds alimentant les deux barrages, sont largement plus élevés que ceux enregistrés à partir des stations localisées au sein des barrages, avec des valeurs qui varient entre 0 et 178 CFU/100ml, retrouvées dans les eaux du barrage cheffia, alors que dans l'oued Bounamoussa, ces valeurs varient entre 20 et 378 CFU/100ml, tandis que pour les eaux du barrage Mexa, les taux de CT varient entre 0 et 357 CFU/100ml, alors que pour ses oueds relatifs aux (oued Elkebir, Ballouta et Bougous) variaient entre 36 et 1014CFU/100ml.

Ces mêmes valeurs indiquent que la charge bactérienne en CT retrouvées dans les eaux du barrage Mexa, sont largement supérieures à celles enregistrées pour le barrage de Cheffia.

Dans le cas du barrage de Cheffia, il faut noter que les échantillons provenant de la station C3 contenaient un taux de CT supérieur aux stations C2 et C1, qui ces derniers montrèrent un taux similaire au nombre des CT par 100 ml.

- La variation mensuelle du nombre de CT, dans les eaux des deux barrages ainsi que les différents Oueds, illustrée dans la figure 16-a1 et 16-a2, montre une nette augmentation de la charge microbienne en CT durant la saison hivernale et printanière avec des valeurs maximales enregistrées au milieu de cette période.

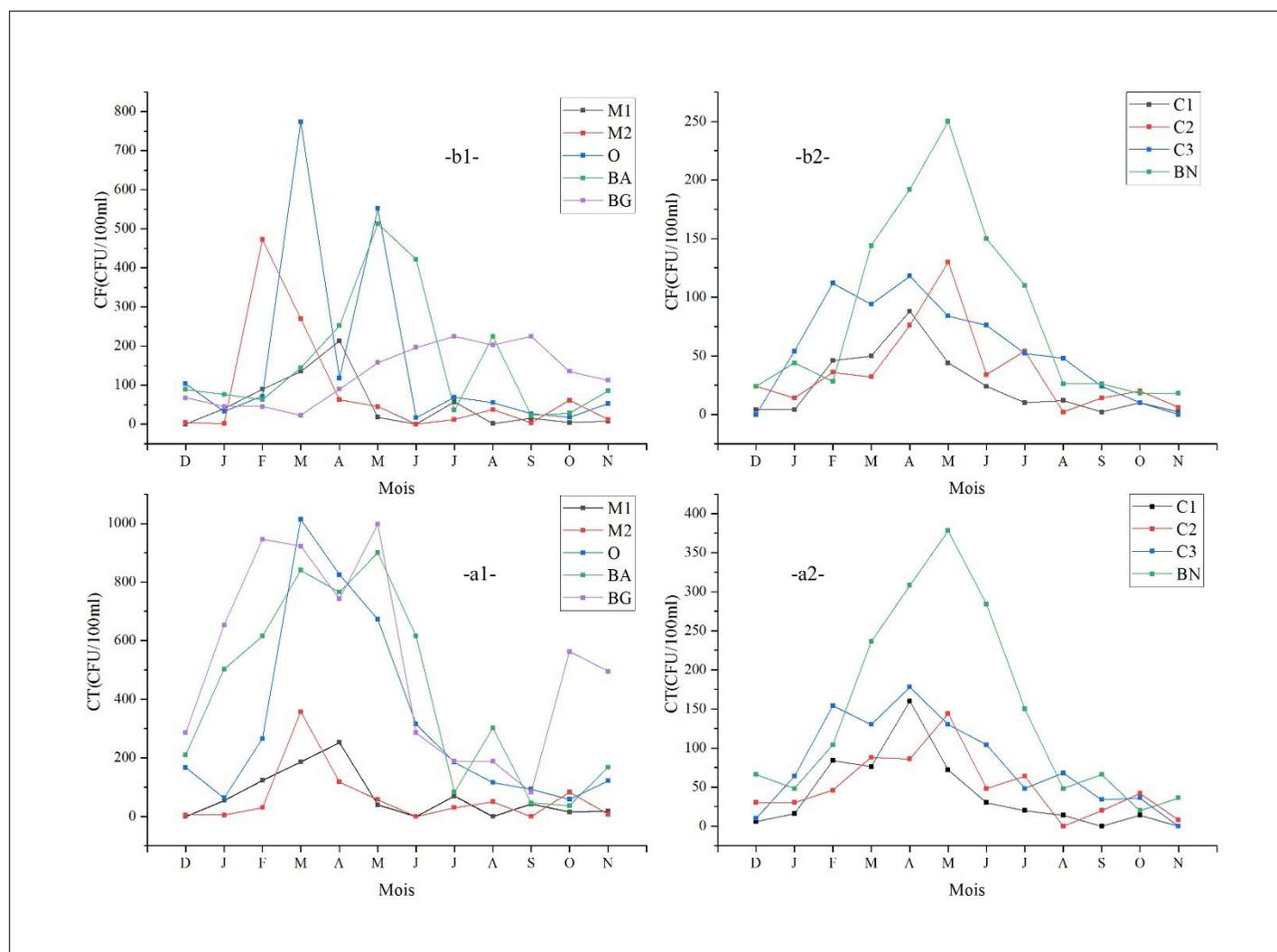


Figure 16 : Evolution des CT et CF dans l'eau du barrage Cheffia (a2, b2) et Mexa (a1, b1), ainsi que dans les Oueds alimentant ces barrages ; (Année 2013).

De façon générale, L'évolution mensuelle du nombre des CF, suivait la même allure à travers les différentes stations étudiées (Barrage Cheffia et Mexa ainsi que les Oueds qui les alimentent), avec les constatations suivantes :

- Le nombre des CF par millilitre, enregistré dans les Oueds alimentant les deux barrages, est nettement supérieur à celui enregistré à partir des eaux des deux barrages (figure 16-b1 et 16-b2.)

- Les échantillons pris à partir du barrage Mexa et ses Oueds, donnaient un nombre de CF par millilitres, supérieur à celui retrouvé dans les eaux du barrage Cheffia et l'Oued Bounamoussa.

- Le nombre de CF par millilitres s'est avéré plus important durant les mois correspondant à la saison hivernale et printanière, relativement aux restant des mois de l'année 2013, comme le montre la figure 16-b1 et 16-b2.

- Exception faite pour le nombre de CF par millilitres dans les eaux du Oued Bougous, avec des valeurs nettement supérieures, en été et en automne, atteignant un maximum de 225CFU/100ml enregistré au mois de septembre.

Les différentes stations C1, C2 et C3, montrent un nombre et une évolution identique des CF isolés, alors que ce même nombre est multiplié par un facteur supérieur à 2 dans le cas du Oued qu'il alimente (Oued Bounamoussa).

IV.2.2 Dénombrement des streptocoques fécaux

L'évolution spatiotemporelle du nombre des SF, dans les eaux des barrages Cheffia et Mexa ainsi que les Oueds qui les alimentent (voir figure 17), nous a permis de noter les observations suivantes :

- De façon générale, la teneur des eaux en SF a été plus importante dans le cas du barrage Mexa avec des valeurs comprises entre 0 et 270 CFU/100ml, alors que le barrage de Cheffia, l'intervalle des valeurs est entre 0 et 42 CFU/100ml. Ce même taux de SF été plus accentué en période allant de janvier jusqu'à juillet, relativement aux autres mois de l'année 2013, exception faite pour l'Oued BG qui contenait davantage de SF en période allant de Mai jusqu'à Aout, avec un maximum enregistré de 233 CFU/100ml au mois de juillet.

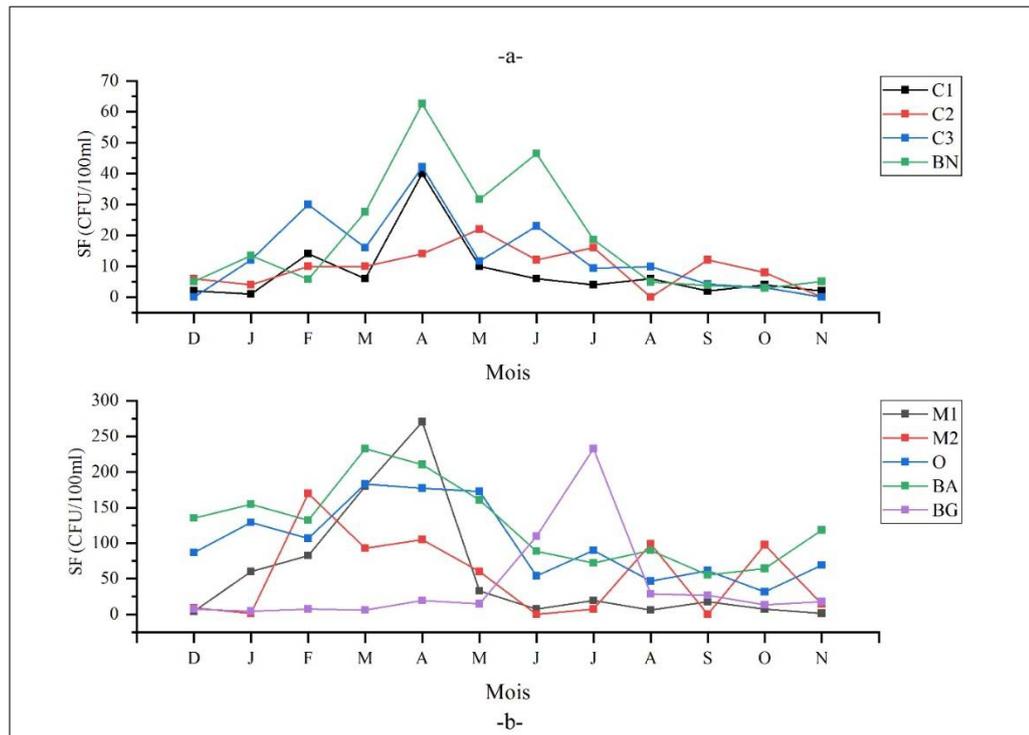


Figure 17 : Evolution des SF dans l'eau du barrage Cheffia (a) et Mexa (b), ainsi que dans les Oueds alimentant ces barrages (année 2013).

- Dans le cas du barrage de Cheffia, les différentes stations choisies, ont donné des taux de SF rapprochés avec une évolution saisonnière similaire, ces mêmes taux sont faibles comparés à ceux enregistrés à partir de l'Oued Bounnamoussa, et qui semble être la source de contamination principale des eaux du barrage Cheffia.

- Dans le cas du barrage Mexa, la teneur des eaux de l'Oued Ballouta en SF, est caractérisée par des valeurs élevées relativement aux Oueds BG et O.

IV.2.3 Dénombrement des bactéries sulfito-réductrices et de leurs spores

Les résultats d'isolement du BSR dans les différentes stations de prélèvement choisies sont représentés dans la figure 18-a et 18-b pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement, et qui révèlent une faible variation du nombre de BSR durant les mois de l'année 2013, à travers toutes les stations de prélèvement, avec des taux rapprochés, et un intervalle de variation moyen allant de 0 à 20 CFU/100ml.

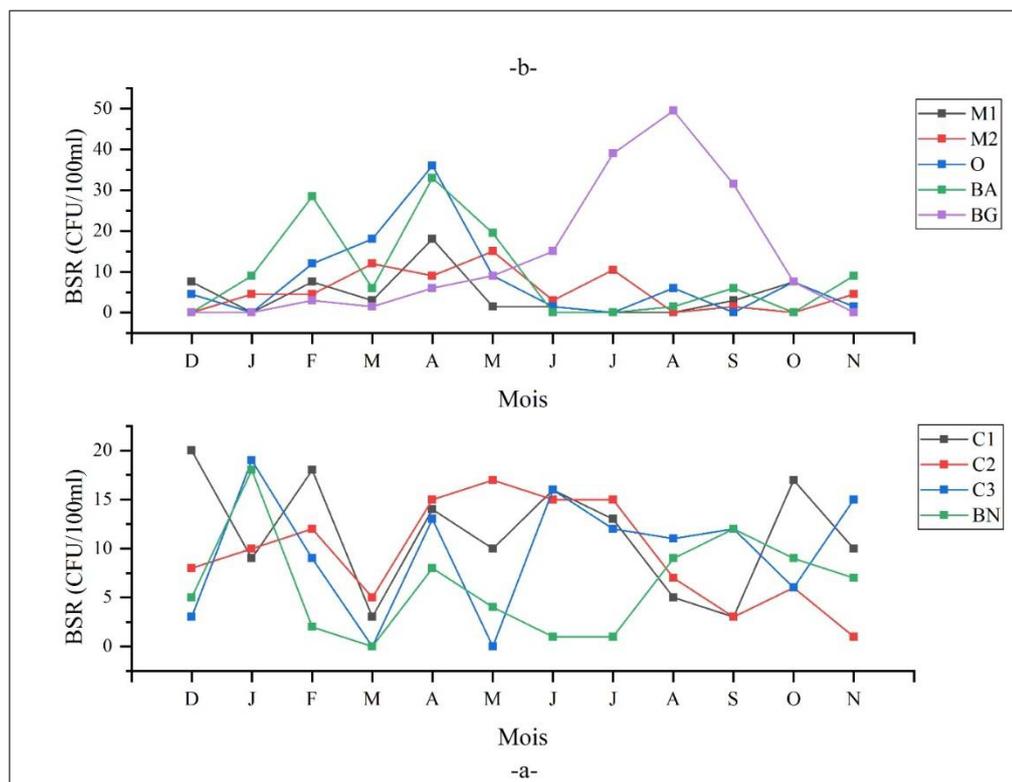


Figure 18 : Evolution des BSR dans l'eau du barrage Cheffia (a) et Mexa (b), ainsi que dans les Oueds alimentant ces barrages (année 2013).

- L'oued BG connaissait une variation opposée à celle observée dans les autres oueds (oued Bolloute et oued El kebir), alimentant le barrage Mexa, avec des valeurs de CFU/ml nettement supérieures, en été et en automne, avec un maximum de 50 CFU/100ml, enregistré au mois de Aout.

IV.3 Etude de la variabilité numérique des germes de contamination fécale

L'intervalle de variation du nombre de germes spécifiques est quantifié par le paramètre statistique : Déviation Standard (St.D), plus la valeur de ce dernier est grande, plus le germe en question varie considérablement dans le temps, sur le plan quantitatif (nombre de CFU/ml).

Un autre paramètre statistique, qui caractérise la dispersion des valeurs (nombre de CFU/ml) par rapport à la moyenne enregistrée, durant la période d'étude, ce paramètre est le coefficient de déviation (CV), exprimé en pourcentage, ainsi un CV élevé, indiquerait que les valeurs qui ont permis de le calculer, sont très dispersées autour de la moyenne enregistrée ;

cela indique que le nombre CFU/ml d'un germe donné varie à travers le temps de façon très hétérogène.

IV.3.1 Barrage Cheffia

La figure 19 représente les valeurs de la St.D et du CV (voir tableau 22 dans l'annexe A : 11), calculées pour les différents germes recherchés dans les eaux du barrage Cheffia et les Oueds qui l'alimentent.

De façon générale, la St.D enregistrée à partir des stations C1, C2 et C3 est quasi identique pour les quatre germes indicateurs de contamination fécale recherchés (CT, CF, SF et BSR) indiquant le nombre de CFU/ml, qui varie sur un intervalle presque identique pour les trois stations de prélèvement C1, C2 et C3 et cela pour chacun de ces germes, montrant une répartition homogène de ces derniers dans l'eau du barrage Cheffia.

Cependant la St.D, calculée pour l'oued Bounamoussa possède une valeur élevée relativement aux autres points de prélèvement, pour les CT et les CF, indiquant que les deux germes variaient sur un grand intervalle.

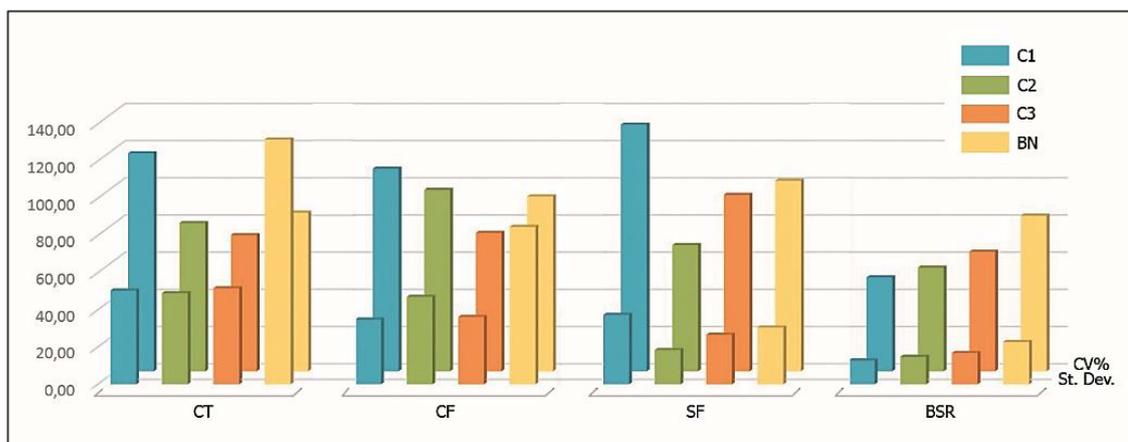


Figure 19 : Valeurs de la St.D et du CV des GICF dans les eaux du barrage Cheffia et l'oued Bounamoussa.

Les résultats du calcul du CV, nous a permis de constater les germes CT, CF et SF possédant un CV élevé, a très élevé (*i.e.*, supérieur à 67,8 % et parfois dépassant 100%); cela montre que les valeurs enregistrées pour ces trois germes sont distribuées de façon très

hétérogène (dispersion élevée), et aussi éloignées par rapport à leurs moyennes globales relatives à chacun des germes.

Le CV le moins important a été enregistré pour les BSR (de 50,56 % à 83,64%), particulièrement pour les stations C1, C2 et C3 (eau de barrage Cheffia), alors que pour l'oued Bounamoussa, la valeur du CV est relativement plus importante.

IV.3.2 Barrage Mexa

Selon les valeurs de la St.D et le CV enregistrées (voir tableau 23 dans l'annexe A : 12), chacun des germes recherchés varie différemment par rapport aux autres (figure 20). Les coliformes totaux varient considérablement dans les eaux du oued El kebir, Ballouta et Bougous, avec un intervalle de variation, quasi identique durant l'année 2013, de 326,33, 320,55 et 325,06 respectivement, alors que cette variation est relativement faible dans le cas de la station M1 et M2 (eaux du barrage).

Tandis que la valeur du CV, s'est avérée faible pour les eaux des oueds comparativement aux eaux du barrage, indiquant que les valeurs de CT enregistrées dans ces eaux varient de façon régulière et progressive et autour de la moyenne annuelle.

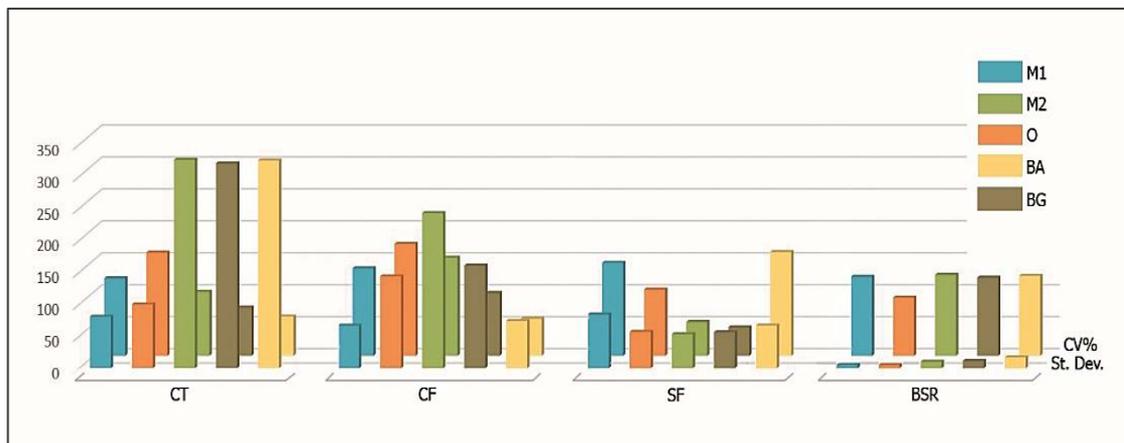


Figure 20 : Valeurs de la St.D et du CV des GICF dans les eaux du barrage Mexa et l'oued Elkebir, l'oued Bougous et l'oued Ballouta.

Pour les CF et SF isolés, leurs variations représentées par les paramètres St.D et CV présentent une irrégularité totale, que ce soit pour les eaux du barrage (St. M1 et M2), ou les oueds qui l'alimentent.

Pour les bactéries sulfato-réductrices (BSR), leur intervalle de variation est très réduit et cela à travers les différentes stations de prélèvement (St.D allant de 5,09 jusqu'à 17,12), alors que le CV calculé pour ces stations variait entre 91,15 et 126,70.

IV.4 Détermination de l'origine de la contamination fécale

Les résultats du calcul du rapport CF/SF pour déterminer l'origine de la contamination, sont montrés par le tableau 24 et 25 dans l'annexe A : 13 et 14, pour le barrage Cheffia et Mexa ainsi que pour les oueds qui les alimentent.

IV.4.1 Barrage Cheffia

D'après la figure 21, les eaux du barrage Cheffia ainsi que l'Oued Bounnamoussa sont caractérisées par une contamination exclusivement humaine ou à dominance humaine et cela durant la quasi-totalité de la période d'étude, avec 100% des cas pour l'Oued Bounnamoussa, 91,66% des cas pour la station C2 et 83,33% des cas pour les stations C1 et C3.

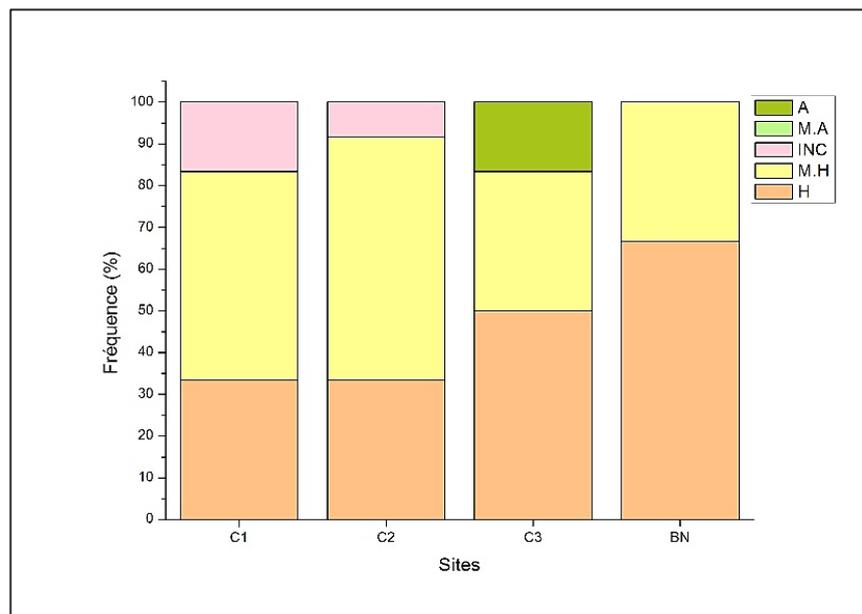


Figure 21 : Origine de la pollution selon le rapport CF/SF dans les eaux du barrage Cheffia, (A : contamination principalement animale ; MA : contamination mixte à prédominance animale ; INC : contamination incertaine ; MH : contamination mixte à prédominance humaine ; H : contamination principalement humaine).

Seulement deux cas où la contamination des eaux s'est avérée d'origine animale (Le mois de Décembre 2012 et Novembre 2013 à la station C3).

IV.4.2 Barrage Mexa

Globalement, les eaux du barrage Mexa ainsi que l'oued Ballouta et l'oued EL Kebir, connaissent une contamination principale animale ou à dominance animale avec 75% des cas pour la station M1 et 66,67% des cas pour les stations M2, O et BA ; le restant des cas (des mois) la contamination est répartie entre origine incertaine ; humaine ou à dominance humaine. À l'exception de l'Oued Bougous, dont la contamination fécale s'est avérée principalement d'origine humaine (voir figure 22), avec une fréquence de 10 mois sur 12 (83,33% des cas).

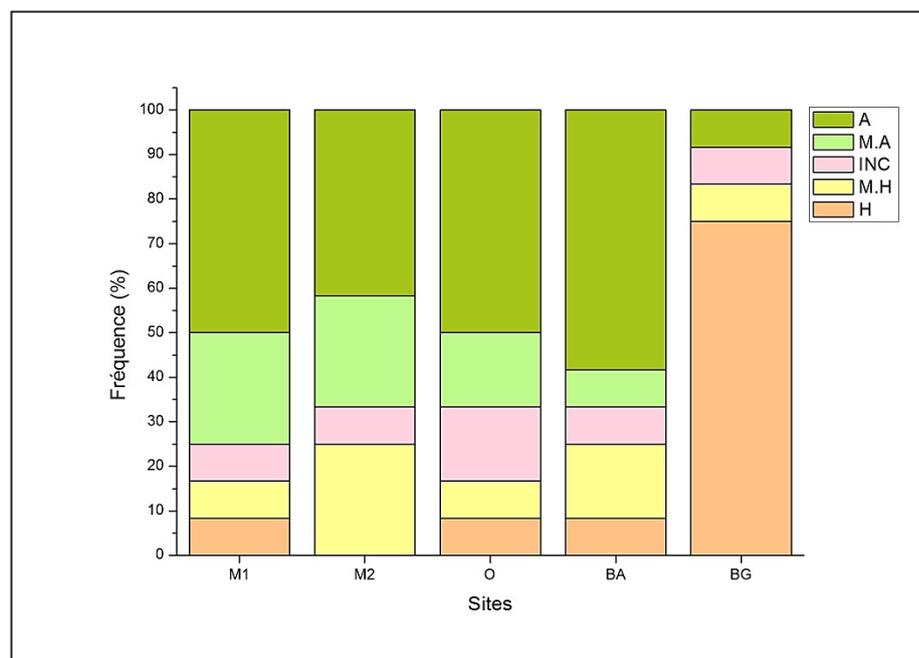


Figure 22 : Origine de la pollution selon le rapport CF/SF dans les eaux du barrage Mexa. (A : contamination principalement animale ; MA : contamination mixte à prédominance animale ; INC : contamination incertaine ; MH : contamination mixte à prédominance humaine ; H : contamination principalement humaine).

IV.5 Analyse en composantes principales des éléments bactériologiques :

Une analyse en composantes principales (ACP), a été appliquée au traitement des tableaux de données contenant les variables mesurées (germes microbiens à travers les différentes stations d'étude) en colonne, aux différentes observations (mois de l'année 2013)

en ligne, et cela pour les deux barrages étudiés. Cette analyse est réalisée par le logiciel XLSTAT version 2016 (Addinsoft, 2016).

IV.5.1 Barrage Cheffia :

IV.5.1.1 Les valeurs propres de l'ACP:

Le tableau 26, montre la variabilité des valeurs propres de l'ACP par rapport à chacun des axes (facteurs).

Tableau 26: Valeurs propres et pourcentages cumulés des axes principaux de l'ACP appliquée au barrage de Cheffia.

<i>Facteur</i>	F1	F2	F3	F4	F5	F6	F7	F8	F9	F10	F11
Valeur propre	10,19	2,30	1,29	1,13	0,90	0,53	0,32	0,14	0,10	0,07	0,02
Variabilité (%)	59,93	13,53	7,60	6,63	5,32	3,12	1,91	0,84	0,57	0,44	0,12
% cumulé	59,93	73,46	81,06	87,69	93,01	96,13	98,04	98,88	99,45	99,88	100,00

Le premier axe F1 (facteur ou composante) explique 59.93% de la variation totale, le second axe F2 explique 13.53% de la variation totale. Nous nous sommes limités aux deux premiers axes (F1, F2) pour les interprétations, ces axes à eux seuls totalisent un pourcentage d'inertie égale à 73.46% de la variation totale.

IV.5.1.2 Etude des variables

Les contributions des différentes variables aux deux premiers axes de l'ACP sont résumées dans le tableau 27.

Le premier axe, est expliqué notamment par les variables suivantes :

C1CT(8,03%), C2CT(7,12%), C3CT(7,99%), BNCT(8,07%), C1CF(8,18%), C2CF(6,82%), C3CF(7,49%), BNCF (7,67%), C1SF (5,81%), C2SF (5,38%) et C3SF (6,31%), et qui totalisent 85,82% de l'inertie totale.

Cet axe, est également déterminé par les mois (observations) ; Décembre (4,93%), Janvier (2,81%), Avril (33,44%), Mai (19,50%), Aout (5,31%), Septembre (7,89%), Octobre (5,31%) et Novembre (13,72%), totalisant ainsi 92,91% de l'information totale.

Tableau 27: Contribution des variables aux deux premiers axes de l'ACP appliquée au barrage de Cheffia.

Contribution Axe 1 (59.93%)				Contribution Axe 2 (13.53%)			
Variables		Observations		Variables		Observations	
C1CT	8,03	Décembre	4,93	C3BSR	19,78	Juillet	7,01
C2CT	7,12	Janvier	2,81	Total	19,78	Total	7,01
C3CT	7,99	Avril	33,44				
BNCT	8,07	Mai	19,50				
C1CF	8,18	Aout	5,31				
C2CF	6,82	Septembre	7,89				
C3CF	7,49	Octobre	5,31				
BNCF	7,67	Novembre	13,72				
C1SF	5,81	Total	92,91				
C2SF	5,38						
C3SF	6,31						
BNSF	6,94						
Total	85,82						

Le deuxième axe, est expliqué par la variable C3BSR avec un taux de contribution de 19,78%, en plus à cet axe est associé l'observation : Juillet avec un taux de contribution de 7,01 %.

IV.5.1.3 Représentation graphique de l'ACP

D'après la figure 23, correspondant aux cercles des corrélations, faisant ressortir les corrélations qui existent entre les groupes de germes, et aussi entre les différentes stations, on a constaté ce qui suis :

- Une forte corrélation existe entre le paramètre CT (cercle vert) et CF (cercle jaune), et cela pour chacun des stations étudiées, dans la figure 23. Cette corrélation très forte se traduit par des cercles relatifs pour ces deux germes qui sont très proches l'un de l'autre, voire quasiment superposés.

Notant que les CF, sont des germes faisant partie d'un groupe plus grand de microorganisme et qui sont les CT.

- Une corrélation significative et positive mais moins forte que celle de la précédente, est notée entre le paramètre SF (cercle bleu) et le paramètre CT ainsi que CF, indiquant que la contamination des eaux par les SF possède la même source que celle des CF dans le barrage de Cheffia ; contrairement aux BSR qui montrent aucune corrélation significative vis-à-vis des autres groupes de germes.

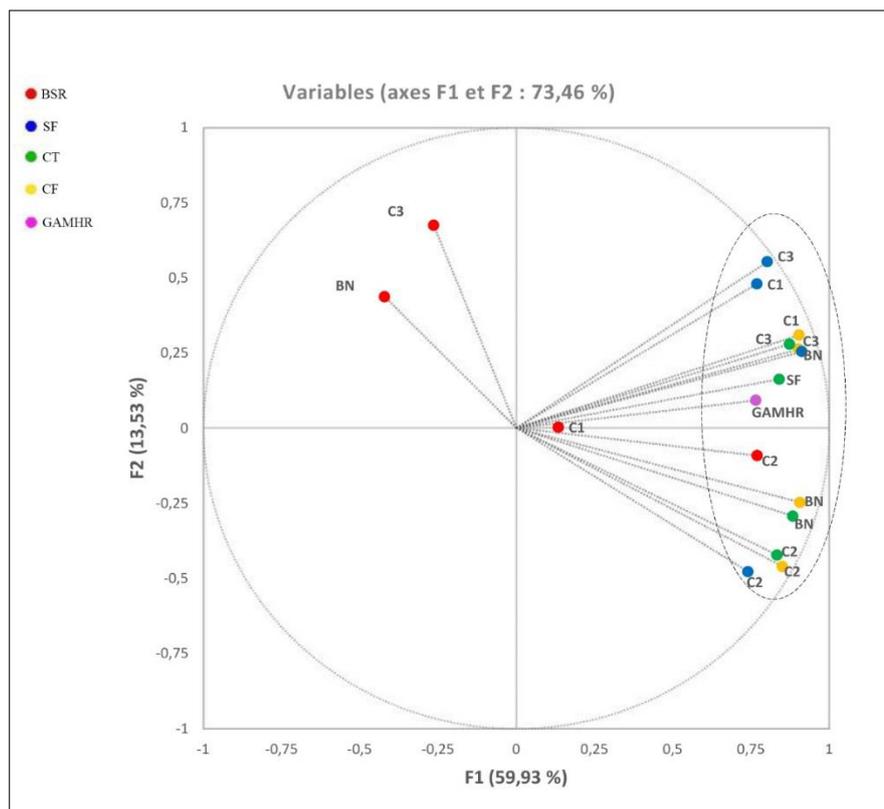


Figure 23 :Projection bidimensionnelle de l'ACP (cercle des corrélations) des données de dénombrement des différents GICF isolés dans les eaux du barrage Cheffia et l'oued Bounamousa.

En ce qui concerne les GAMHR, d'après la figure 23, ce groupe de micro-organismes (cercle violet) prenait une position « centrale » par rapport aux autres cercles, relatifs aux autres groupes, justifiant le fait que les CT, CF et SF, eux-mêmes font partie d'un groupe plus grand de micro-organismes qui sont les GAMHR et donc leur l'augmentation quantitative, augmentera automatiquement la teneur Globale des eaux en bactéries. Il faut noter que les BSR montrent des corrélations très faiblement positive voir négative dans certains cas (cercle rouge), traduisant une cinétique saisonnière des BSR totalement différente (voir à l'opposé) de celle enregistrée pour les CT, CF et SF.

D'après la figure 24, la dispersion des variables (mois de l'année) dans le plan F1 et F2 de L'ACP, on peut distinguer trois groupes de mois :

- Le premier groupe G1 ; inclus le mois d'avril et mai, qui sont fortement Corrélés avec l'axe F1 (voir tableau 27).

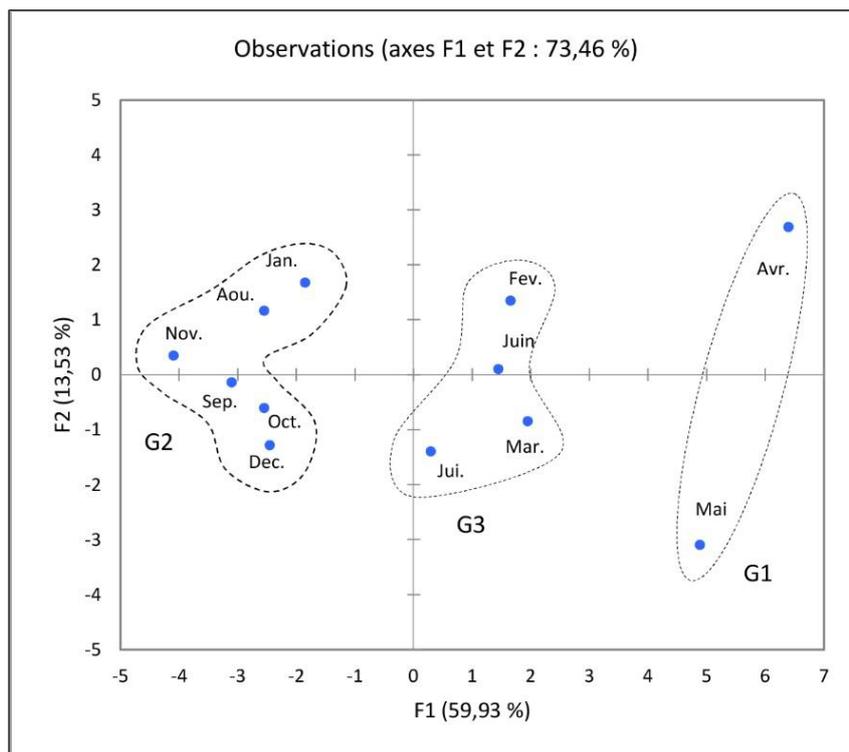


Figure 24 : Représentation graphique du plan de projection F1-F2 de l'analyse de correspondance principale, réalisée sur la matrice de données formée par les mois de prélèvement et les résultats de dénombrement des différents germes recherchés dans les eaux du barrage Cheffia et l'oued Bounamoussa, (année 2013).

-Le deuxième groupe G2 ; inclus le mois de novembre, septembre, octobre, décembre et janvier (cités par ordre du niveau de signification négative), qui sont fortement Corrélés négativement avec l'axe F1.

-Le troisième groupe G3 ; inclus le mois de juillet, juin, février et mars, regroupant les mois qui portent le moins de corrélation pour l'axe F1 (corrélation positive faible).

Donc d'après la figure 24,nous pouvons conclure que la période durant laquelle les valeurs les plus élevées de CT,CF et SF mais aussi des GAMHR, été enregistrées durant le premier semestre de l'année (G1+G3) et plus particulièrement aux mois de avril et mai (G1),alors que les groupes de micro-organismes diminuent quantitativement durant le deuxième semestre de l'année (G2)particulièrement au mois de novembre .

IV.5.2 Barrage Mexa

IV.5.2.1 Valeurs propres

Letableau 28 , montre la variabilité des valeurs propres de l'ACP par rapport à chacun des axes (facteurs)

Tableau 28 : Valeurs propres et pourcentages cumulés des axes principaux de l'ACP appliquée au barrage de Mexa.

	F1	F2	F3	F4	F5	F6	F7	F8	F9	F10	F11
Valeur propre	11,23	2,69	2,07	1,47	1,28	0,95	0,45	0,35	0,30	0,14	0,07
Variabilité (%)	53,46	12,79	9,87	7,01	6,11	4,54	2,14	1,65	1,42	0,69	0,32
% cumulé	53,46	66,26	76,13	83,14	89,25	93,79	95,93	97,58	99,00	99,68	100,00

Le premier axe F1 explique 53.46% de la variation totale, le second axe F2 explique 12.79% de la variation totale. Nous nous somme limités aux deux premiers axes (F1, F2) pour les interprétations, ces axes à eux seuls totalisent un pourcentage d'inertie égale à 66.26% de la variation totale.

IV.5.2.2 Etude des variables

Les contributions des différentes variables aux deux premiers axes de l'ACP sont résumées dans le tableau 29.

Le premier axe est expliqué notamment par 16 variables, totalisant 90.15% de l'inertie totale. Cet axe est également déterminé par 9 parmi les 12 observations prises en compte dans cette étude (Mois), totalisant ainsi 89,83% de l'information totale.

Tableau 29: Contribution des variables aux deux premiers axes de l'ACP appliquée au barrage de Cheffia.

contribution Axe 1 (53.46%)				contribution Axe 2 (12.79%)			
Variables		Observations		Variables		Observations	
M1/CT	6,789	Décembre	1,842	BA/CF	11,630	Février	23,656
M2/CT	4,234	Mars	25,762	M1/BSR	11,630	Mai	31,812
O/CT	6,911	Avril	30,044	Total	23,261	Total	55,468
BA/CT	6,059	Juin	4,945				
BG/CT	6,234	Juillet	5,474				
M1/CF	6,489	Aout	5,791				
M2/CF	2,674	Septembre	9,460				
O/CF	3,864	Octobre	3,503				
BG/CF	3,883	Novembre	3,006				
M1/SF	7,112	Total	89,827				
O/SF	7,208						
BA/SF	7,539						
M2/BSR	3,796						
O/BSR	6,514						
BA/BSR	4,819						
GAMHR	6,022						
Total	90,147						

Le deuxième axe est expliqué par la variable BA/CF avec un taux de contribution de 11,630% et de M1/BSR (11,630%), avec un total de contribution égale à 23,261%. De plus à

cet axe est associé l'observation : février (23,65%) et mai (31,81%), avec un taux de contribution cumulé égal à 55,46%.

IV.5.2.3 Représentation graphique de l'ACP

D'après la figure 25, presque la totalité des paramètres (un groupe de germes relatifs aux différentes stations de prélèvement) sont corrélés positivement avec l'axe F1, cela est également montré par le tableau 29, excepté les valeurs soulevées à partir de la station Oued Bougous, qui sont corrélées négativement par rapport à l'axe F1.

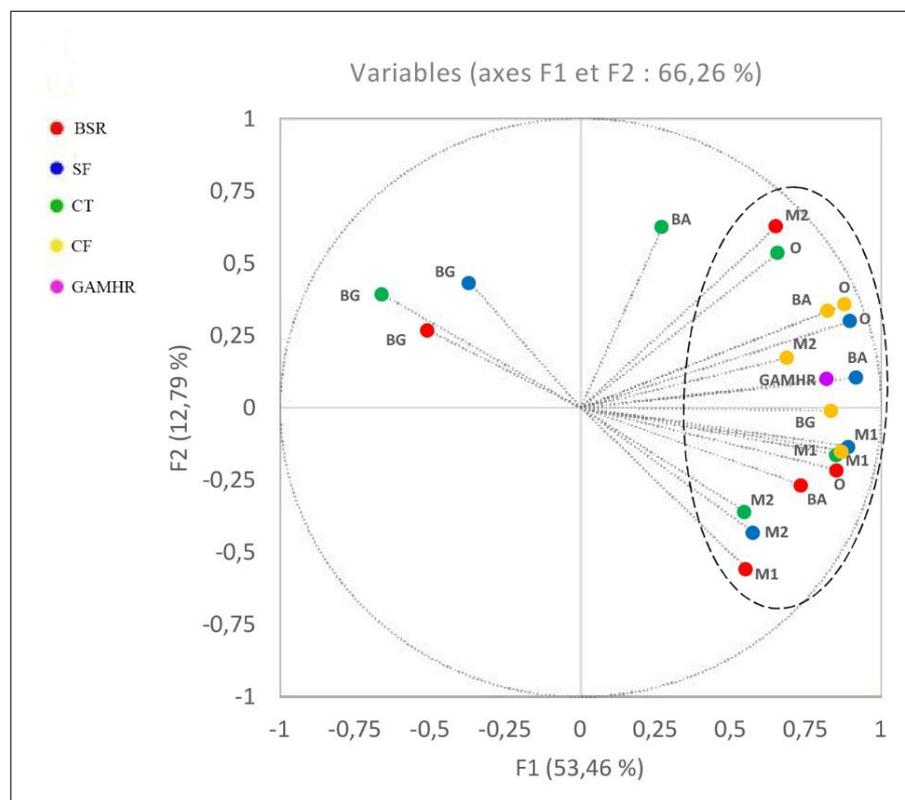


Figure 25 : Projection bidimensionnelle de l'ACP (cercle des corrélations) des données de dénombrement des différents GICF isolés dans les eaux du barrage Mexa et ses oueds.

La figure 26, nous indique la présence de trois périodes de l'année selon la teneur des eaux en groupes de germes étudiés :

-Le premier groupe (ou période) : inclus le mois d'avril et mars, caractérisé par une forte corrélation avec l'axe du facteur 1. On conclut que durant ces deux mois, les différents

groupes de micro-organismes recherchés, prennent des valeurs maximales et cela pour tous les stations de prélèvement, excepté l'Oued de Bougous qui au contraire durant cette période, ses eaux connaissent le minimum de charges microbiennes.

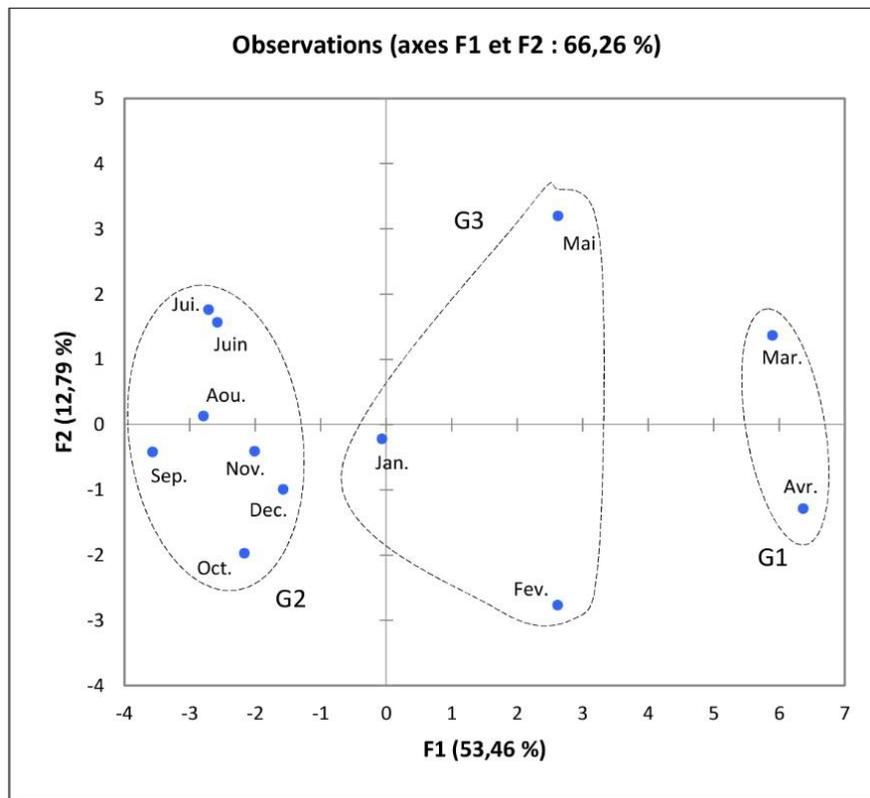


Figure 26 : Représentation graphique du plan de projection F1-F2 de l'analyse de correspondance principale, réalisée sur la matrice de données formée par les mois de prélèvement et les résultats du dénombrement des différents germes recherchés dans les eaux du barrage Mexa et les oueds : Ballouta, Bougous et l'Oueds Elkebir, (année 2013).

- Le deuxième groupe : incluant le mois de septembre, août, juillet, juin, octobre, novembre et décembre (cité par ordre de contribution pour l'axe F1 (voir tableau 29), durant cette période allant de juin jusqu'à décembre la teneur des eaux des stations M1, M2, BA et O en germes étudiés prenaient des valeurs faibles à l'opposé de la station Bougous.

-Le troisième groupe : constitue le restant des mois qui présentent aucune corrélation, ni avec l'axe F1, ni F2.

IV.6 Evaluation de la qualité microbiologique des eaux

IV.6.1 Evaluation globale de de la qualité microbiologique des eaux

Suite à la comparaison des résultats du dénombrement des germes indicateurs de contamination fécales (CT, CF et SF) aux limites proposées par l'IQM (cf. Chapitre II : III.5.1), il s'est avéré que les eaux provenant de tous les stations de prélèvements sont très faiblement contaminées, avec une valeur de l'IQM égale à 5.

IV.6.2 Aptitude d'utilisation des eaux à produire une eau alimentaire

Le nombre maximal des CF dans les barrages Cheffia et Mexa été de 130 et 270 CFU/100ml respectivement, dont *E.coli* qui est inclus dans ce groupe de microorganismes. Ces chiffres sont nettement inférieurs à ceux donnés par la norme Algérienne fixant 2.10^4 *E. Coli*/100ml comme seuil critique à ne pas dépasser.

Le nombre maximal enregistré du SF dans les eaux des barrages Cheffia et Mexa était de 42 et 270 CFU/100ml respectivement et donc inférieur à 10^4 entérocoques/100ml, seuil critique fixé par la norme Algérienne.

En conclusion, selon la norme Algérienne fixant la qualité microbiologique des eaux superficielles utilisées pour produire de l'eau potable ; les eaux des barrages Cheffia et Mexa sont de très bonne qualité et donc aptes pour cet usage.

Cette appréciation est d'avantage confirmée par la réglementation des pays de l'union européenne (cf. Chapitre II : III.5.2), indiquant que les eaux des deux barrages étudiés figurent dans la catégorie A1 (Selon les critères bactériologiques).

IV.6.3 Aptitude des eaux à l'irrigation

L'évaluation de la qualité des eaux pour l'irrigation, s'est basée sur la réglementation Canadienne pour l'utilisation des eaux de surface à des fins d'irrigation (cf. Chapitre II : III.5.3) et cela pour les eaux des barrages Cheffia et Mexa, quant aux différents Oueds alimentant les deux barrages, leur évaluation s'est basée sur la réglementation Algérienne (cf. Chapitre II : III.5.3) et de l'OMS (cf. Chapitre II : III.5.3), pour la réutilisation des eaux usées épurées à l'irrigation. Cette évaluation nous a permis de constater ce qui suit :

- Durant l'année 2013, la qualité bactériologique des eaux des barrages Cheffia et Mexa s'est avérée bonne pour un usage d'irrigation, selon la réglementation Canadienne excepté mars et avril pour le barrage de Mexa et le mois d'avril pour la station C2 du barrage Cheffia.

- Selon la réglementation Algérienne, la qualité bactériologique du oued Elkabir, Ballouta, Bougous et Bounamoussa varie considérablement de façon à modifier les groupes de cultures agricoles, pour lesquelles ils peuvent servir pour l'irrigation, le tableau 30 montre la qualité des eaux des Oueds en fonction du type des cultures qu'ils peuvent irriguer.

Tableau 30 : Qualité microbiologique des eaux des Oueds pour usage d'irrigation selon la réglementation Algérienne pour la réutilisation des eaux usées traitées.

Mois	CF (CFU/100ml)			
	O	BA	BG	BN
Décembre	104	89	68	24
Janvier	33	77	45	44
Février	72	63	45	28
Mars	774	144	23	144
Avril	119	252	90	192
Mai	552	513	158	250
Juin	17	422	197	150
juillet	69	36	225	110
Aout	56	225	203	26
Septembre	27	23	225	26
Octobre	18	29	135	18
Novembre	53	86	113	18

	<100 CF (CFU/100ml)
	<250 CF (CFU/100ml)
	<1000 CF (CFU/100ml)

D'après le tableau 30, l'oued Ballouta présente une qualité supérieure comparée aux autres Oueds avec 75% des cas (9 mois sur 12), lui permettant d'irriguer tous types de cultures agricoles y compris des cultures pouvant être consommées crus (<100 CF/100ml) suivit par l'Oued Bounnamoussa et Oued El kebir avec 66,67% des cas (8 mois sur 12) et enfin l'Oued Bougous avec seulement 41,67% des cas.

Pour les autres mois de l'année où la qualité des Oueds est inférieure aux nombres des CF, soit supérieure à 100 ou à 250 germes par 100ml, ainsi au cours de ces mois, l'irrigation des cultures qui se consomment cru est interdite, cependant l'irrigation pour d'autres types de cultures est indiquée dans le tableau 17 dans l'annexe A : 8. Il faut noter que dans la période de l'année allant de mars à mai, les eaux des oueds connaissent une qualité médiocre.

En ce qui concerne la recommandation de l'OMS fixant le nombre de 10^3 Coliformes fécaux/100ml comme un seuil critique, indique, de façon générale, que les eaux des Oueds étudiés possèdent la qualité microbiologique requise pour être utilisée en irrigation.

IV.6.4 Aptitude des eaux à être utilisées à des fins récréatives

Deux paramètres pris en considération par la réglementation Canadienne pour juger la bonne qualité des eaux à usage récréatif :

- Les coliformes : avec un seuil critique 20 coliformes/100ml.
- Les entérocoques : avec un seuil critique 35 entérocoques/100ml.

Le tableau 31, montre les mois où la qualité des eaux des barrages Cheffia et Mexa est bonne ou mauvaise pour usage récréatif.

D'après le tableau 31, la qualité microbiologique des eaux du barrage Cheffia (représentée par les stations C1, C2 et C3) c'est avéré bonne pour des activités réactives dans 38,88 % des cas (carrés de couleur blanche) alors que le barrage Mexa (représenté par la station M1 et M2), avec un pourcentage de 50 %

Dans la quasi-totalité des cas où l'eau du barrage Cheffia est inappropriée pour de tel usage, cela est dû uniquement à un nombre des CF supérieur à la norme (carrés de couleur rose).

Tableau 31 : Qualité microbiologique des eaux du barrage Cheffia et Mexa pour usage récréatif selon la réglementation Canadienne.

Mois	CF (CFU/100ml)				
	C1	C2	C3	M1	M2
Decembre					
Janvier					
Fevrier					
Mars					
Avril					
Mai					
Juin					
juillet					
Aout					
Septembre					
Octobre					
Novembre					

	<20 CF (CFU/100ml) et <35 SF (CFU/100ml)
	>20 CF (CFU/100ml)
	>35 SF (CFU/100ml)
	>20 CF (CFU/100ml) et >35 SF (CFU/100ml)

Alors que pour le nombre de SF enregistré dans ces mêmes eaux ne dépasse pas le seuil critique fixé par la réglementation Canadienne. Pour le barrage de Mexa, la majorité des cas où l'eau ne répondait pas à la réglementation, cela est dû à des valeurs de CF et SF qui dépassaient le seuil critique (carrés de couleur rouge).

Il faut noter de façon générale, que les eaux des deux barrages étudiés étaient inappropriées à des fins réactives durant le premier semestre de l'année 2013, cette qualité s'est légèrement améliorée durant le deuxième semestre.

V. Discussion

A l'issue d'un dénombrement mensuel des GAMHR, ainsi que les germes indicateurs de contamination fécale à partir des eaux des deux barrages Cheffia et Mexa avec les oueds qui les alimentent, nous pouvons tirer les points suivants :

Les résultats du dénombrement du GAMHR, à partir des différentes profondeurs, nous a permis de constater que la densité cellulaire des GAMHR retrouvée dans le barrage de Mexa est nettement supérieure à celle retrouvée dans les eaux du barrage Cheffia, cela quelque soit le mois de prélèvement, avec une densité d'avantage plus élevée enregistrée dans les oueds qui les alimentent.

Cette observation est similaire à celle rapportée par Mehanned et al. (2014) ainsi que Bousaab et al.(2007), dans leurs études réalisées sur le barrage de Sidi Chahed au Maroc et barrage Nahr Ibrahim au Liban, respectivement ; indiquant que le taux de germes totaux suit un gradient décroissant amont-aval du barrage, justifiant ceci par le fait que les oueds alimentant leurs barrages, constituaient l'exutoire des déchets de la population riveraine, notamment leurs eaux usées, chargées à la fois par des microorganismes ainsi que les éléments nutritifs permettant leur croissance.

Quant à la distribution verticale des GAMHR, deux zones à densité cellulaire relativement élevée se distinguaient, pour les deux barrages étudiés :

La première zone correspond aux eaux profondes, qui est omniprésente durant toute la période d'étude. La deuxième zone est observée uniquement durant la période qui s'étale de la fin décembre jusqu'au début du mois de mars. Ces résultats corroborent avec ceux indiqués dans le lac Lunz par Ruttner (1932), qui révèlent que les bactéries étaient réparties équitablement à travers toute la profondeur, à l'exception de la surface où un nombre beaucoup plus élevé de bactéries a été enregistré, en particulier dans les zones peu profondes. Cette augmentation du nombre de GAMHR est directement liée aux quantités de pluie tombées dans la zone de drainage pendant la semaine, avant la prise des échantillons (Effler et al., 2008 ; Taylor, 1940). Les eaux de lessivage sont chargées de microorganismes hétérotrophes du sol (Effler et al., 2008), et aussi avec des quantités élevées de carbone organique dissous et particulaire, ainsi que du carbone inorganique dissous provenant des sources terrestres constituant une source d'éléments nutritifs pour les microorganismes présents (Pace et al., 2004 ; Tranvik et al., 2009).

Il est à noter que, la température de 20°C utilisée pour la croissance des GAMHR sur milieu PCA, constitue la température idéale pour faire croître le maximum de GAMHR retrouvés dans les échantillons prélevés, cela a été rapporté par Molina-Navarro et al. (2011), en testant plusieurs températures d'incubation.

Concernant la mise en évidence de la pollution fécale des eaux étudiées, les coliformes totaux qui sont d'origine fécale mais aussi d'origine environnementale, peuvent servir de référence, afin de récolter des informations de base sur la qualité de l'eau de surface. Notamment, des études épidémiologiques ont documenté un risque accru de contracter des maladies gastro-intestinales et respiratoires, après contact avec des eaux à concentrations élevées de bactéries coliformes (Dewailly et al., 1986 ; Haile et al., 1999).

Cependant, La pertinence de ce groupe comme indicateur est aujourd'hui fortement contestée, du fait que toutes les espèces incluses dans les CT ne sont pas spécifiques à la flore intestinale des animaux à sang chaud. En effet, certaines espèces sont d'origine tellurique ou aquatique et sont capables de se développer dans l'environnement aquatique (Tallon et al., 2005).

Le dénombrement des CT, nous a permis de constater que la densité cellulaire enregistrée dans la station C3 du barrage Cheffia est plus élevée que celle enregistrée à la station C1 et C2, durant toute la période d'étude. Cette même observation, est notée pour les eaux du barrage Cheffia (site C1, C2 et C3) et l'oued Bounamoussa, qui ce dernier est caractérisé par une charge bactérienne en CT supérieure à celle du barrage, ceci a été rapporté par Kay et al. (2010), qui explique le nombre diminué de CT lors de leur passage des rivières vers le réservoir d'eau qu'ils alimentent, par l'appauvrissement en nutriments, la sédation et la mort cellulaire. D'autres auteurs ont déduit dans leurs travaux que les bactéries et plus particulièrement les organismes d'origine intestinale, se concentrent dans les zones près de la rive (Reid, 1966 ; King et Mace, 1974 ; Bernhardt et Wilhelms, 1972 ; Deufel, 1971), et aussi dans les zones d'afflux des cours d'alimentation (Hibler et al., 1975 ; Geldreich et al., 1968), sauf si les eaux du barrage soient fortement mélangées par le vent, la turbulence de l'eau, les afflux ou la déstratification saisonnière ou artificielle (Edwin et al., 1980).

Quant à l'évolution des CT dans le temps, il s'est avéré que les valeurs les plus élevées ont été enregistrées durant le premier semestre de l'année 2013, cela est valable pour toutes les stations de prélèvements, des deux barrages d'eaux, cette constatation est confirmée par les résultats obtenus par l'ACP.

Pour les CF qui sont des bactéries habituelles du tube digestif de l'homme et des animaux (Lympelopoulou et al.,2011), et qui leur détection dans l'eau doit faire sérieusement soupçonner une contamination d'origine fécale (Prescott et al.,2010). Leur distribution spatiotemporelle est quasi-identique à celle observée par les CT ,cela est confirmé par L'ACP, qui montre une forte corrélation positive entre les CT et CF,surtout dans le cas du barrage Cheffia, avec un maximum de valeurs enregistrées dans les oueds alimentant les deux barrages, et aussi une augmentation importante de ses valeurs, durant le premier semestre de l'année 2013, en particulier dans le mois d'avril et mai pour le barrage Cheffia, ainsi que le mois de mars et avril pour le barrage Mexa.

Les points de différence, entre la distribution des CT et CF, c'est que les valeurs enregistrées des CF à partir des St C1,C2 et C3 ne connaissent pas une différence significative traduisant une répartition homogène des CF dans les eaux du barrage Cheffia, alors que pour les CT, la station C3 donnait des valeurs supérieures à celles enregistrées dans les stations C1 et C2, une autre différence est que l'évolution saisonnière des CF dans l'oued Bougous est à l'opposé à celle notée, pour le restant des stations du barrage Mexa (M1, M2, BA, O) avec des valeurs des CT nettement supérieures en saison chaude (deuxième semestre de l'année 2013).

Il faut noter que, plusieurs coliformes fécaux ne sont pas d'origine fécale, ils proviennent plutôt d'eaux enrichies en matière organique, tels les effluents Industriels du secteur des pâtes et papiers, ou de la transformation alimentaire (Barthe et al., 1998; OMS, 2000), et l'augmentation significative de leur taux et causée, dans ce cas, par l'écoulement des oueds qui alimentent le barrage et qui sont l'exutoire de ces effluents (Mehanned et al.,2014).

Les taux de bactéries coliformes dans l'eau de surface, sont influencés par plusieurs facteurs environnementaux. Sur le plan extrinsèque des eaux, les terres environnantes et l'écoulement des eaux pluviales sont deux facteurs externes majeurs, qui causent la dégradation microbiologique de la qualité des eaux de surface (Kistemann et al., 2002 ; George et al., 2004 ; Haggarty et al., 2010; Hong et al., 2010).

En général, les niveaux de bactéries coliformes dans les eaux de surface, atteignent souvent leur maximum après un temps pluvieux, et sont plus élevés dans les terres commerciales, résidentielles, pastorales et agricoles. Et plus bas dans les zones forestières (Kistemann et al., 2002 ; Tong et Chen, 2002 ; Mehaffey et al., 2005).

Généralement, les averses introduisent non seulement des matières fécales provenant des sources de contamination par ruissellement ou écoulement des eaux pluviales, mais augmentent également considérablement le débit d'eau (Medema et al., 2003, Djuikom et al., 2006).

Les mécanismes d'autoépuration qui éliminent les agents pathogènes dans l'eau, comme la sédimentation, la dilution, l'inactivation, la prédation et la famine, deviennent beaucoup moins importants dans les cours d'eaux que dans les eaux plus lentes et stagnantes (Medema et al., 2003). La remise en suspension des sédiments, qui peuvent contenir beaucoup plus de bactéries coliformes que l'eau des couches superficielles, devient importante pendant la saison des pluies en raison de l'effet des eaux à débit rapide (An et al., 2002, Servais et al., 2007).

Tandis que pour les SF, germes associés aux coliformes fécaux, ils sont considérés comme un bon indicateur de pollution, aussi utilisés comme indicateurs d'efficacité de traitement, car ils sont nettement plus résistants que les coliformes et autres entérobactéries pathogènes (Leyral et al., 2002), leur nombre donne des valeurs nettement élevées dans la période qui s'étale entre janvier à juillet, avec une absence de différence significative entre le nombre des SF enregistrés à partir des différents stations de prélèvement de chaque barrages étudiés, par contre pour les eaux des oueds, les échantillons d'eau provenant de l'oued Ballouta, donnent des taux supérieurs en SF, en comparaison avec ceux de l'oued El kebir et Bougous.

Un taux élevé en SF enregistré dans un site donné, serait probablement à cause de l'utilisation des matières fécales des animaux, utilisées comme engrais dans les aires cultivées au bord de ce site, ou du fait de la présence du bétail et des animaux domestiques qui ont libre accès au cours d'eau (Mehanned et al., 2014).

Le fait que les eaux des oueds, contenaient des densités cellulaires en CT, CF et SF supérieures aux eaux des barrages qui alimentent, n'est pas valable pour les BSR, car les niveaux de contamination par ces germes, se sont avérés presque égaux entre les différents types de prélèvement et avec des valeurs qui ne subissent pas des variations importantes à travers l'année 2013. A l'exception du oued Bougous, dont ses taux de BSR étaient légèrement plus élevés au deuxième semestre de l'année 2013.

Les germes des *Clostridium sulfito-réducteurs*, peuvent être témoins d'une pollution ancienne, car ils sont capables de rester une longue période dans l'eau, cela est dû à leur

sporulation qui est une forme de résistance, cette dernière leur permet d'être difficilement tués par les désinfectants, contrairement aux coliformes (George et Servais, 2003).

Le calcul de la variation standard (St.V), nous a permis de dire que les valeurs obtenues suite au dénombrement des CT,CF,SF et BSR, variaient à travers le temps de la même manière (Dispersion identique) par rapport à la moyenne relative à chaque germe et cela pour les stations C1,C2 et C3, cette variation par rapport à la moyenne et plus faible dans le cas des eaux du oued Bounnamoussa ; alors qu' une situation opposée a été observée dans le cas des oueds : BA, BG et O, qui présentaient le même niveau de dispersion par rapport à la moyenne mais nettement supérieur à celui observé pour les eaux du barrage Mexa, représenté par le St M1 et M2.La variation la plus faible des valeurs a été observée dans le cas des BSR et cela à travers tous les stations de prélèvement.

Selon Borrego et Romero (1982), proposons le rapport CF / SF pour déterminer l'origine de la contamination fécale des eaux, il s'est avéré que la contamination fécale du barrage Cheffia est de source humaine, durant presque la totalité de la période d'étude, même constat a été fait pour les eaux du oued Bounamoussa. Contrairement aux eaux du barrage Mexa, qui sont avérées contaminées par une source fécale d'origine animale, ainsi que les Oueds qui l'alimentent à l'exception de l'oued Bougous.

D'après Devriese et al., (1998) et Ruoff et al.,(1989) , les Streptocoques du groupe D, colonisent le bétail, les chevaux et les volailles, et peuvent même être présentes chez l'humain, ces espèces sont typiques des déjections animales (*S. bovis* ; *S. equinus*), ce qui induit a une contamination des eaux (Bitton, 1999 ; Clausen et al., 1977).

Il a été démontré que les petits cours d'eau qui traversent les pâturages, sont systématiquement plus contaminés que ceux qui ne drainent que les forêts ou les terres agricoles (Garcia-Armisen et Servais, 2007, Servais et al., 2007).

L'évaluation de la qualité bactériologique globale, des eaux des deux barrages étudiés par l'IQM, établie en 1980 par Bovesseet Depelchin, nous a permis de classer les eaux des deux stations dans la catégorie des eaux très « peu contaminées ».

Ce degré de qualité, est confirmé lors de la comparaison des résultats bactériologiques obtenus aux divers normes et réglementations pour divers usages de l'eau de surface.

Le premier usage, est la production d'eau potable, pour cela la réglementation Algérienne et de l'Union européenne ont été appliquées, et ont révélé la bonne qualité des eaux du barrage Cheffia et Mexa pour cet usage.

Le deuxième usage pris en considération, est l'utilisation des eaux de surfaces pour l'irrigation, en utilisant les normes Canadiennes, indiquant que ces eaux sont de bonne qualité. Alors que pour les eaux des Oueds, les réglementations utilisées sont celle de l'Algérie et de l'OMS pour les eaux usées épurées pour l'irrigation, cela nous a montré que la qualité bactériologique des oueds changeait de façon à faire varier le type de culture Agricole qu'ils peuvent irriguer, avec une qualité nettement inférieure de ces eaux au mois de mars, avril et mai, une période dont les taux des CT, CF et SF sont les plus élevés, enregistrés pendant l'année 2013.



V.I Conclusion

A l'issu du suivit spatiotemporel, des germes de contamination fécale et les GAMHR dans les eaux des barrages Cheffia et Mexa, ainsi que dans les oueds qui les alimentent ; nous avons constaté une charge plus importante de ces germes dans le barrage Mexa que celle enregistrée dans le barrage Cheffia. ; même constatation a été faite entre les oueds relatifs à chaque barrage.

Pour toutes les stations étudiées, la charge microbienne des germes recherchés prend des valeurs nettement supérieures durant le deuxième semestre, dont la pluviométrie est le facteur principal responsable.

Il s'est avéré aussi, que la teneur des Oueds en germes de contamination fécale enregistrée à partir des oueds, est supérieure à celle des barrages, indiquant que la source principale des GICF est les Oueds ; ainsi lorsque les eaux des oueds arrivent aux barrages, elles subissent une dilution de ces composants notamment en micro-organismes.

Ces GICF, évoluaient mensuellement en nombre, de la même façon à travers toutes les stations étudiées, traduisant une similitude de l'influence des facteurs extrinsèques et intrinsèques sur l'ensemble des GICF. Cette contamination fécale, s'est avérée d'origine humaine dans le cas du barrage Cheffia, cette dernière est véhiculée principalement par l'oued Bounamoussa ; contrairement aux oueds alimentant le barrage de Mexa (oued El kebir et Ballouta) caractérisés globalement par une contamination d'origine animale, ceci s'est répercuté sur la qualité microbiologique des eaux du barrage Mexa.

Globalement et durant la période d'étude, la qualité microbiologique des eaux, des deux barrages étudiés s'est avérée « très peu contaminées » selon l'indice IQM. Elles sont qualifiées de qualité « très bonne » à des fins de production d'eau potable ; quant à l'usage d'irrigation des cultures agricoles, leurs eaux peuvent irriguer tout type de cultures, excepté au cours des mois connaissant une pluviométrie relativement importante, par rapport aux autres mois de l'année (mars et avril). Alors que pour l'usage récréatif, les eaux du barrage Cheffia et Mexa sont avérées inaptes à un tel usage, plus particulièrement durant le premier semestre de l'année 2013.

Chapitre III

ÉTUDE DE LA COMMUNAUTÉ PHYTOPLANCTONIQUE

I. Problématique et objectifs

Le développement économique en Algérie a augmenté au cours des 30 dernières années. Ce développement s'est accompagné d'une plus grande utilisation des terres, d'une augmentation de l'urbanisation de la population, de l'industrialisation et de l'expansion de l'agriculture.

La quantité et la qualité de l'approvisionnement en eau sont affectées par ces facteurs et polluées par eux. La connaissance de l'état actuel des conditions de l'eau et la détermination de son mécanisme, sont des conditions préalables à l'élaboration d'une solution saine au problème. L'augmentation de la population accroît la demande en eau (Wan Maznah et Makhloûgh, 2014 ; Vasquez et Favila 1998 ; Dokulil et al., 2000 ; Tazi et al., 2001), alors que les ressources en eau douce sont limitées.

L'utilisation multiple des réservoirs (barrage d'eau) et les activités humaines dans le bassin versant, modifient les apports en nutriments qui entraînent des modifications de l'état trophique du réservoir, des assemblages biotiques et des conditions physico-chimiques (Molisani et al., 2010).

Par conséquent, il est important de protéger les ressources en eau douce existantes, les rôles de ces barrages sont l'irrigation ; l'approvisionnement en eau potable ; la pêche, ainsi que la promotion récréative et touristique. Une gestion et un suivi appropriés de l'approvisionnement en eau potable sont essentiels, la surveillance des paramètres physico-chimiques est une évaluation de routine de la qualité d'eau, dans l'approvisionnement en eau potable. Cependant, l'analyse chimique présente certaines insuffisances telles que le temps, le coût et les limites techniques (Wu et al., 2005), en contrepartie, les études biologiques sont en mesure de fournir des informations temporelles et spatiales continues dans l'écosystème aquatique sans limitations (Swaminathan, 2003).

En Algérie, la surveillance biologique dans les réservoirs d'eau impliquait la numération des coliformes totaux pour la détection de la pollution fécale, tandis que la prolifération du phytoplancton (eutrophisation) est un paramètre autant important que la pollution fécale dans

les réservoirs. En effet une densité élevée du phytoplancton pose des problèmes dans les procédés de traitement de l'eau potable et les activités récréatives. Par conséquent, la biosurveillance basée sur des études algales est nécessaire pour fournir des informations suffisantes sur la détérioration de la qualité de l'eau dans les réservoirs (Yap, 1997 ; Swaminathan, 2003 ; Baykal et al., 2011).

Les avantages de l'utilisation d'algues dans la biosurveillance de l'environnement aquatique, sont basés sur le fait que ces organismes sont en même temps, très sensibles aux changements dans leur environnement et reflètent la concentration des paramètres physico-chimiques dans les écosystèmes aquatiques (Zbikowski et al., 2007 ; Padisák et al., 2006 ; Baykal et al., 2011). Par conséquent, les changements dans la communauté algale peuvent refléter la présence de polluants ou d'autres facteurs de stress environnementaux (McCormic et Cairns 1994 ; Johnstone et al., 2006), en particulier les nutriments (Wan Maznah et Makhloogh, 2014 ; Kilham et Kilham 1984 ; Hasler, 1947; Hutchins, 1973; Nixon, 1990; Correll, 1996; Daniel et al., 1996; Anderson et al., 2002; De Jonge et al., 2002; Smith, 2003), qui ces derniers provoquent une augmentation spectaculaire des algues, entraînant une faible concentration d'oxygène dissous, qui affecte d'autres organismes dans la chaîne alimentaire aquatique (Camargo et Alonso 2006).

A la lumière de ces données concernant l'importance socio-économique des ressources en eaux, et des problèmes qui peuvent affecter leur qualité, notre travail réservé pour ce chapitre s'est porté sur deux réservoirs d'eau brute situés dans la wilaya d'El Taref (Nord-Est de l'Algérie) à savoir le barrage de Cheffia et Mexa, dont les objectifs étaient :

- Etablir l'inventaire des espèces phytoplanctoniques, notamment les espèces potentiellement toxigènes ;
- Evaluation de la biomasse carbonée phytoplanctonique totale ;
- Etablir le plan de succession saisonnière des classes du phytoplancton ;
- Evaluer la qualité de l'eau brute des deux barrages par l'indice IPLAC.

II. Données bibliographiques

II.1 Définition

Le plancton végétal ou phytoplancton (phyto = plante, plancton = errante) est constitué d'organismes microscopiques (0.2 μm – 2 mm), exposés aux mouvements passifs occasionnés par le vent et le courant. Ils sont en suspension dans les couches superficielles des océans et des milieux dulçaquicoles (lacs, rivières), principalement dans la zone euphotique.

Le phytoplancton ne représente qu'1% de la biomasse d'organismes photosynthétiques sur la planète, mais assure 40% de la production primaire annuelle (Chisholm, 1995). (Fixation et transformation du CO₂ en matière organique) (Harris, 1986).

Le phytoplancton est composé d'organismes unicellulaires, filamenteux ou coloniaux, microscopiques en suspension dans la colonne d'eau. Grâce à la présence de pigments chlorophylliens dont majoritairement la chlorophylle a. Qualifiés de thallophytes, c'est-à-dire dépourvus de tiges, racines et vaisseaux conducteurs, leur mode de vie, principalement dominé par un métabolisme autotrophe, a besoin de l'existence de lumière, source principale de leur énergie. Cependant quelques groupes du phytoplancton, comme les dinoflagellés, sont hétérotrophes utilisant la matière organique en suspension dans l'eau pour leurs besoins énergétiques. Espèces cosmopolites, les algues sont distribuées dans tous les milieux connus, même les plus extrêmes.

Sur le plan structure intracellulaire, les algues microscopiques regroupent deux catégories bien marquées d'organismes en se fondant sur un caractère cytologique, à savoir la présence ou l'absence de membrane nucléaire. Les individus qui en sont munis sont classés sous le nom d'eucaryotes ou algues vraies, ceux qui en sont dépourvus sous le nom de procaryotes ou cyanobactéries (Couté et Chauveau, 1994).

II.2 Habitat et écologie

Les organismes qui constituent le phytoplancton est d'une extrême plasticité écologique. Ces espèces très ubiquistes, colonisent les biotopes terrestres et aquatiques (Fogg et al., 1973), se retrouvent dans l'eau douce, saumâtre ou salée. Quelques espèces sont recensées dans les eaux thermales, tandis que d'autres tolèrent les basses températures des

lacs arctiques et antarctiques (Skulberg, 1996). Certaines espèces vivent en association avec des animaux comme des protozoaires, des éponges ou des ascidies (endozoïques), ou avec des végétaux comme des fougères aquatiques ou des angiospermes (endophytiques) (Couté et Bernard, 2001).

Elles peuvent encore vivre en symbiose avec des champignons et des algues vertes comme dans le cas des lichens. Au cas où elles sont strictement aquatiques, elles peuvent être planctoniques, vivant dans la colonne d'eau, ou benthiques, fixées ou très proches des divers substrats (roches, coraux, algues, animaux) et se développent même à l'intérieur des sédiments (Mur et al., 1999; Couté et Bernard 2001).

Le phytoplancton comporte des organismes autotrophes qui possèdent, suivant les espèces, en plus de leurs remarquables possibilités d'adaptation à la température, une excellente adaptabilité aux variations lumineuses grâce à une composition pigmentaire qui leur permet d'utiliser une large gamme du spectre lumineux. Certaines espèces peuvent aussi se déplacer dans la colonne d'eau grâce à des glissements, à des mouvements hélicoïdaux ou à la présence de vésicules à gaz. Ces éléments leur permettent d'aller se positionner au niveau de leur optimum lumineux dans la zone euphotique ou de descendre dans les couches inférieures, chercher des concentrations plus importantes en nutriments. D'autres peuvent s'affranchir partiellement des éléments nutritifs de part leurs capacités de stockage ou de transformation de l'azote atmosphérique.

Selon Chorus et Bartram (1999), dans le phytoplancton il y a des organismes «écostratégiques» pouvant adopter plusieurs comportements, qui les conduisent à dominer les communautés algales :

- «Ecostratégiques dispersés ou stratifiants». C'est le cas des genres *Planktothrix* et *Limnothrix*, ce sont des espèces filamenteuses sensibles aux fortes intensités lumineuses. La régulation de la flottabilité est moins efficace chez ces espèces qui se retrouvent alors dispersées dans l'épilimnion, arrivant parfois à éliminer les autres organismes phytoplanctoniques par simple ombrage. Cependant, ces espèces peuvent aussi adopter une stratégie différente en se développant au niveau de la thermocline où leur richesse en phycoérythrine leur permet d'absorber efficacement la lumière dans les longueurs d'ondes 490 à 570 nm (bleu et vert) ;

- «Ecostratégiques fixateurs d'azote ». Certaines espèces de cyanobactéries appartenant aux genres *Aphanizomenon*, *Nodularia*, et *Nostoc* peuvent profiter d'une limitation de la disponibilité en azote sous forme directement assimilable (NO_3^- ou NH_4^+) pour dominer les autres espèces grâce à leur fixation d'azote.

II.3 Caractéristiques des principaux taxons phytoplanctoniques

D'après Angelli (1980), Pierre (2001) et De Riviers (2003), les algues les mieux représentés en eaux douces appartiennent aux classes suivantes :

II.3.1 Cyanophycées.

a- Définition

Dénommés également algues bleues, possèdent des cellules de type procaryotes dépourvus de noyaux individualisés, à l'inverse des autres groupes qui sont des eucaryotes, ce qui les apparente aux bactéries. Aussi divers auteurs, Pierre (2001), De-Riviers (2003), Ramade (2005), préfèrent les citer « Cyanobactérie ». Ces organismes peuvent être reconnus sur la base de critères morphologiques ou cellulaires. Ils sont coccoïde, colonial ou filamenteux. Ils ne possèdent pas de flagelles, ils sont souvent recouverts d'une enveloppe mucilagineuse. Les pigments présents dans la cellule sont nombreux : chlorophylle verte a et c, phycocyanine bleu-vert, phycoérythrine rouge et pigments d'accompagnement, β -carotène et xanthophylles jaunes ou ochracés. Certaines espèces ne possèdent que de la chlorophylle a. Ces pigments ne sont pas portés par des plastes mais sont diffus dans le cytoplasme et donnent aux cellules une coloration homogène. Le mélange de ces pigments dans le cytoplasme donne en général la teinte bleu-vert, caractéristique des Cyanophycées, mais on rencontre aussi des teintes vert-noirâtres, brunâtres, rouges, bleues ou même violettes. Les réserves cellulaires sont constituées par un corps très voisin du glycogène dispersé en particules très petites.

Elles prennent une teinte acajou au contact d'une solution iodo-iodurée. Les Cyanophycées ne possèdent pas de formes flagellées. Ils peuvent renfermer des vacuoles gazeuses leur permettant le contrôle de la flottabilité, ce qui leur permet de se déplacer vers le haut ou vers le bas de la colonne d'eau en fonction des contraintes liées à l'éclairement.

b- Habitat

Les Cyanophycées colonisent des habitats variés. Ce sont des espèces dulçaquicoles et marines, planctoniques aussi bien que benthiques, aériennes dans l'atmosphère, présentes dans les poussières domestiques, dans les sols humides, les murs, enfin présentes dans tous les milieux tolérant des températures jusqu'à 70°C. On les rencontre dans les eaux les plus pures de montagne, aux eaux les plus saturées en sel. Certaines espèces du genre *Nostoc* réalisent des symbioses avec des racines de Cycas, tissus des lichens et même des champignons du genre *Geosiphon* (Frontier et Pichod-Viale, 1998).

c- Importance écologique

Les cyanophycées du genre *Spirulina* qu'on trouve au lac Tchad, sont connues pour être consommés par la population locale (Angelier, 2003).

Les Cyanophycées, représentent souvent les derniers êtres capables de supporter l'agressivité du milieu. D'autre part certaines espèces sont capables de métaboliser l'azote atmosphérique grâce à l'existence de cellules spécialisées « les heterocystes ». Les *Anabaenae* vivants en rizière peuvent fixer jusqu'à 40 kg d'azote /Ha/an.

Malheureusement les Cyanophycées peuvent poser des problèmes si leurs effectifs croissent de façon démesurée. Les proliférations formées alors, visibles, sont des fleurs d'eau « blooms ». Ces dernières sont souvent de couleur verte et à l'aspect visqueux au toucher (Blais, 2003). Ces proliférations sont connues pour être liées à des causes d'enrichissement des eaux en nutriments, principalement en azote et à plus fort degré en phosphore. Parmi les nuisances relevées par cet auteur, on cite la production de toxines. En trop grande quantité ces dernières peuvent porter atteinte à la santé des usagers des milieux aquatiques. Trois catégories de toxines sont souvent rapportées par la littérature, Vaquer et al. (1997), Pierre (2001), et Binderheim et Göggel (2007)

-Les endotoxines du type lipopolysaccharidiques (LPS) ;

-Les neurotoxines (agissant sur l'influx nerveux) ;

Les espèces les plus fréquemment incriminées sont *Anabaenae flosaqua*, *Aphanizomenon flosaqua* et *Microcystis aeruginosae*.

II.3.2 Chlorophycées

a- Définition

Dénommées algues vertes, les Chlorophycées constituent un groupe gigantesque, 550-570 genres, et 16000 à 17000 espèces selon De Riviers (2003). Elles constituent un ensemble homogène avec une grande diversité morphologique et cytologique. Concernant leur détermination, la flore de Bourrelly (1966) fait référence en ce domaine.

L'appareil végétatif des algues vertes, présente une grande diversité de niveau d'organisation ; Individus unicellulaires flagellés ou non jusqu'à des thalles morphologiquement complexes (Charales). Les Chlorophycées possèdent des plastes d'un vert franc contenant de la chlorophylle a et b associée à de l' α et β carotène et des xanthophylles identiques à celles des plantes supérieures. Les réserves sont constituées d'amidon intraplastidial colorable en bleu par la solution iodo-iodurée. Les formes nageuses possèdent en général deux ou quatre flagelles de même taille.

b- Habitat

Majoritairement microscopiques et dulçaquicoles, on les rencontre dans presque tous les milieux. Elles peuvent être marines, d'eaux saumâtres, terrestres ou subaériennes.

On les rencontre dans les salines, neiges, déserts, les cendres volcaniques, sur les sols ou l'écorce des arbres, peuvent être épi-endophytes, épi-endozoïque et parfois pathogènes (Iltis, 1982 ; De-Riviers, 2003).

Compte de leur importance écologique, les espèces d'eau douce les plus rencontrées appartiennent aux ordres suivants :

-Zygnematales : avec les genres *Cosmarium*, *Closterium*, *Staurastrum*, *Xanthidium*, ils caractérisent des eaux riches en acides humiques, acides organiques, fer et en chrome.

-Volvocales : avec des genres très communs tels que *Chlamydomonas*, *Gonium* et *Pandorina*. Selon les espèces, les représentants de cet ordre ont une préférence marquée pour les eaux riches en azote, particulièrement l'ammoniac et les nitrates, et en substances organiques (effluents d'abattoirs, laiteries, brasseries), donc douées d'une grande souplesse métabolique (Angelli, 1980).

-Chlorococcales : cet ordre inclut des genres très ubiquistes, *Chlorella*, *Chlorococcum*, *Scenedesmus*, *Oocystis*, *Ankistrodesmus*, *Selenastrum*, généralement bien représentés dans les milieux riches en hydrates de carbone (aval d'effluents d'égouts, papeteries), capables pour certaines de se développer en anaérobiose en fermentant les sucres tel que le glucose. Les algues qui présentent les plus larges tolérances aux conditions ambiantes et les taux de croissance les plus élevés se recrutent parmi les espèces du genre *Chlorella*. Leurs respirations se trouvent stimulées en présence de cyanures, alors que ces derniers inhibent la respiration de la majorité des autres formes de vie.

II.3.3 Dinophycées

Appelés également les Péridiniens, ils sont majoritairement unicellulaires avec quelques espèces filamenteuses. Les espèces de cette classe possèdent deux flagelles à fouets dirigés perpendiculairement l'un par rapport à l'autre, l'un longitudinal, l'autre transversal. Elles ont un très gros noyau à structure filamenteuse. Les Dinophycées contiennent de la chlorophylle a et c, (Ngansoumana, 2006).

a- Habitat

Majoritairement planctoniques, ils sont à 90 % marines, mais il existe de nombreuses espèces dulçaquicoles. Très abondantes dans les eaux chaudes, elles peuvent être responsables du développement fleurs d'eau sans conséquences graves.

c- Importance écologique

Certaines Dinophycées marines sont réputées d'être toxiques. Le genre *Dinophysis* contient des toxines diarrhéiques, alors que le genre *Alexandrium* est réputé pour ses toxines paralysantes, voire mortelles à fortes bioconcentration par les moules de culture. Les Dinophycées, constituent le deuxième plus important producteur primaire après les Diatomophycées en eaux côtières (Margalef, 1984 ; De-Riviers, 2003).

II.3.4 Euglenophycées

Algues, également majoritairement unicellulaires, flagellées rarement coloniales, elles contiennent de la chlorophylle a et b associée à du β carotène et des xanthophylles. Les espèces sont dulçaquicoles surtout en milieux riches en matières organiques.

a- Habitat et écologie

Marines ou d'eaux saumâtres, les euglenophycées se rencontrent en sols humides, dans les vases ou même dans l'intestin des batraciens. Le genre *Euglena*, est connu pour être utilisé en expérimentation physiologique et fait l'objet d'intenses recherches dans les mécanismes de la photosynthèse (De-Riviers, 2003). Pour la plupart des espèces d'Euglenales, la seule forme d'azote minérale utilisable est l'ammoniac (Angelli, 1980). D'après cet auteur, ces espèces sont également connues pour être très résistantes vis à vis du chrome, des sulfures, des eaux à pH très acides ou très basiques. Elles sont capables de se développer en anaérobiose et constituent d'intéressants indicateurs biologiques de la pollution des milieux aquatiques à l'image des genres, *Euglena*, *Phacus*, *Trachelomonas*.

II.3.5 Diatomophycées (Bacillariophycées)

a- Définition

Contiennent également de la chlorophylle a et c, ce sont toujours des formes unicellulaires parfois coloniales dont la cellule est enfermée dans une enveloppe siliceuse à deux valves « le frustule ». Ce dernier très finement orné de manière spécifique. La reconnaissance systématique repose fondamentalement sur cette ornementation (Pierre, 2001). Les cellules comportent un noyau plus ou moins central et un ou plusieurs plastes. Elles sont dépourvues de flagelles, mais celles possédant un raphé (fente sur le frustule), peuvent se mouvoir sur un substrat en excréant des substances mucilagineuses. Les diatomées sont presque toujours autotrophes. Par ailleurs cette classe est principalement composée des groupes :

-Des Centrophycideae, regroupant des diatomées dont les valves sont circulaires polygonales ou elliptiques, dans ce cas l'ornementation obéit à un axe de symétrie.

-Des Pennatophycideae, regroupant des diatomées avec des valves allongées et généralement avec une symétrie bilatérale (Pierre, 2001).

b- Habitat

Extrêmement répandues dans la nature, aptes à coloniser tous les milieux aquatiques, benthiques ou planctoniques, dulçaquicoles, d'eaux saumâtres ou marines, stagnantes ou courantes des régions arides ou tempérées. Cependant les espèces peuvent présenter des préférences marquées pour certains facteurs de l'environnement.

Le genre *Melosira*, est souvent cité pour sa capacité à proliférer dans des effluents de raffinerie et tolérant des températures élevées, l'espèce *Nitzschia palea* pour sa résistance au cuivre, aux phénols et au chrome et de *Navicula accommoda* dans les rejets d'égouts, effluents d'abattoirs (Angelli, 1980).

b- Intérêt écologique :

Les diatomées sont utilisées comme indicateurs stratigraphiques en exploration pétrolière, comme bioindicateurs de la qualité des eaux douces (ID. indice diatomique), pour la reconstitution des paléoenvironnements, pour le verdissement des huîtres, comme fourrage pour l'aquaculture, dans le diagnostic de la noyade en médecine légale. Par ailleurs il existe très peu d'espèces dangereuses à l'exception du genre *Pseudonitzshia*, qui contient un acide domoïque à l'origine de mortalité. Les eaux potables sont filtrées pour éviter que des frustules (enveloppes siliceuses) ne s'accumulent dans les reins (Angelli, 1980).

II.3.6 Autres classes

Dans le plancton d'eau douce différents groupes d'algues brunes et jaunes peuvent être rencontrés ce sont surtout :

-Chrysophycées, Xanthophycées, Cryptophycées, la plupart de ces classes renferment des espèces assez communes dans des eaux de bonne qualité, ces algues sont les premières touchées par les polluants.

II.4 Succession saisonnière des espèces phytoplanctoniques

Les communautés phytoplanctoniques évoluent significativement au cours de l'année, en termes de biomasse et de composition spécifique. Ces changements, que l'on appelle «successions saisonnières», reflètent les modifications intra-annuelles des conditions environnementales (Rolland, 2009). Les variations saisonnières dans la structure phytoplanctonique des lacs naturels de climat tempéré suivent généralement un schéma assez bien connu, tel que décrit dans le modèle : *Plankton Ecology Groupe* (PEG) (Sommer et al., 1986). Ce schéma peut être résumé en quatre périodes-clefs : 1) A la fin de l'hiver, les cryptophytes et les diatomées centriques de petite taille se développent en réponse à la disponibilité en nutriments et à l'augmentation de la lumière et de la température ; 2) Ces petites algues sont broutées par le zooplancton et la biomasse phytoplanctonique, diminue rapidement à des niveaux très faibles pour arriver à la phase d'eaux claires à la fin du printemps. Puis, le zooplancton herbivore devient limité en nourriture et ses populations diminuent de façon accélérée, en raison de la prédation par les poissons. Dans de telles conditions, le phytoplancton d'été commence à s'accumuler et la succession est très prononcée. Premièrement, les cryptophytes comestibles et les algues vertes non comestibles deviennent dominantes. La compétition pour le phosphore amène à un remplacement des algues vertes par les diatomées de grande taille.

L'épuisement de silice mène au remplacement de ces diatomées par des dinoflagellés de grande taille et/ou des cyanobactéries. L'épuisement de l'azote, favorise la prolifération des cyanobactéries filamenteuses fixatrices d'azote atmosphérique ; 3) Après une réduction de la biomasse algale en réponse aux variations des facteurs physiques, une communauté algale adaptée au mélange de la colonne d'eau se développe : les diatomées y deviennent importantes avec la progression de l'automne ; 4) Pour finir, la diminution de la lumière et de la température provoquent une diminution de la biomasse algale, jusqu'aux valeurs minimales hivernales (Rolland et al., 2009).

Cependant, il est évident que la composition taxonomique de la communauté phytoplanctonique peut être extrêmement variable d'un lac à l'autre. D'ailleurs, la variation saisonnière est fortement liée à l'évolution des conditions environnementales, telles que la durée du jour, la quantité et la qualité de lumière, la température, la

structure thermique, la disponibilité nutritionnelle, ainsi que de certaines interactions biologiques telles que le broutage (*e.g.* par le zooplancton herbivore).

Plusieurs études montrent également que les lacs tempérés présentent des périodes, dans les variations de l'abondance et de la composition du phytoplancton similaires d'une année à l'autre. Ces tendances sont également largement reproduites, dans des lacs géographiquement éloignés, mais présentant des caractéristiques morphométriques, climatologiques et chimiques comparables. On peut ainsi supposer, que les cycles observés dans chacun des lacs sont influencés par les mêmes facteurs environnementaux (Reynolds, 1984b).

Les variations dans les conditions hydrologiques, peuvent également influencer la dynamique saisonnière et interannuelle du phytoplancton pour les lacs profonds et peu profonds (Rolland, 2009). Dans les lacs profonds, la dynamique du phytoplancton dépend du régime de stratification et mélange de la colonne d'eau (Reynolds, 2006). Dans les lacs peu profonds, cette dynamique dépend du mélange constant induit par le vent, et d'une dynamique des nutriments complexe due à la proximité avec les sédiments. Ces deux facteurs contribuent à une turbidité élevée, laquelle augmente avec la concentration en phosphore. Dans ces conditions, dominant les cyanobactéries filamenteuses, lesquelles sont très bien adaptées aux milieux turbides (Mitchell, 1989 ; Scheffer, 2004).

II.5 Principaux rôles du phytoplancton dans les écosystèmes aquatiques

Le phytoplancton joue un rôle crucial dans le fonctionnement des écosystèmes, en conditionnant notamment les cycles biogéochimiques d'éléments majeurs tels que le carbone, l'azote, le phosphore et la silice. Représentant la moitié de la production primaire à l'échelle planétaire, il est responsable de la fixation de 50Gt de carbone par an (Falkowski *etal.*, 1998). En sa qualité de producteur primaire, le phytoplancton conditionne également la structure des réseaux trophiques. En effet, les organismes phytoplanctoniques sont très diversifiés, et présentent des différences en termes de qualité nutritive pour le zooplancton (Dickman *etal.*, 2008). En fonction de la stœchiométrie (rapport N/P notamment), de la composition en acides gras (Ahlgren *etal.*, 1990 ; Brett et Müller-Navarra, 1997) mais aussi de la taille et de la forme (Waite *et al.*, 1997 ; Litchman et Klausmeier, 2008) des espèces phytoplanctoniques présentes, l'efficacité de transfert de matière vers les niveaux trophiques supérieurs peut être variable. La production de toxines par certaines espèces phytoplanctoniques, a également un

impact majeur sur le fonctionnement des écosystèmes aquatiques puisque celles-ci peuvent s'accumuler dans les organismes des niveaux trophiques supérieurs (Sotton et al., 2012) et avoir un effet délétère sur la reproduction et la survie de ces espèces (Lance et al., 2011).

Par ailleurs, des phénomènes d'efflorescences (ou blooms) peuvent provoquer une anoxie de la colonne d'eau et aboutir à une mortalité massive de poissons (Havens, 2008).

Ce phénomène est connu sous le terme L'eutrophisation, qui indique un dysfonctionnement de l'écosystème, atteint aussi bien les eaux stagnantes que les eaux courantes. L'eutrophisation, phénomène connu depuis plusieurs décennies est une conséquence d'un enrichissement excessif en matières nutritives, qui se traduit le plus souvent dans le milieu aquatique, par un développement anarchique de végétaux.

Ce phénomène, a tout d'abord été mis en évidence dans les lacs où les eaux se régénèrent lentement et dans lesquels, l'apport en excès de substances nutritives entraînait l'apparition de grandes quantités d'algues macrophytiques, filamenteuses ou planctoniques en amont des barrages, les eaux calmes et profondes, sont le siège d'une intense activité phytoplanctonique, alors qu'en aval, les zones peu profondes sont colonisés par les végétaux fixés. Ce phénomène s'observe également dans les petits cours d'eau peu profonds, riches en substances nutritives (Havens, 2008).

L'eutrophisation est donc une conséquence de l'enrichissement des eaux par les nutriments, spécialement les composés azotés et phosphorés causant ainsi l'accélération de la croissance du phytoplancton (Smayda, 2008). Le rejet croissant des eaux usées, des eaux de ruissellement provenant de l'agriculture, l'utilisation des fertilisants chimiques depuis les années 50, ont favorisé le phénomène d'eutrophisation. L'azote qui est fortement utilisé en agriculture est plus impliqué dans l'enrichissement des eaux que le phosphore (Glibert et al., 2005) Par exemple, l'augmentation de l'utilisation de fertilisants azotés en Chine entre 1970 et 2000 (plus de 20 millions de tonnes d'azote par an) correspond à l'augmentation de la fréquence des événements de blooms toxiques (Heisler et al., 2008). L'eutrophisation des eaux affecte le cycle de l'azote, du phosphore ainsi que les vitesses de production primaire, le flux d'énergie et l'écologie chimique de l'écosystème à travers la restructuration des assemblages de phytoplancton et en favorisant la prolifération d'espèces nuisibles, conduisant ainsi à la formation d'efflorescence algale (bloom) et des marées colorées (Heisler et al., 2008).

Les conséquences du développement anarchique de ces algues planctoniques sont multiples parmi lesquelles :

- Coloration de l'eau, diminution de la transparence ;
- désoxygénation, goût et odeur de l'eau ;
- Présence d'hydrogène sulfuré, d'ammonium et de méthane liée à la décomposition anaérobie de la matière organique ;
- Modification de la flore, diminution de la diversité ;
- Changement dans la faune, disparition des salmonidés ;
- Présence de toxines dans l'eau, sécrétées essentiellement par des Cyanophycées et des Dinophycées, qui peuvent provoquer des désordres intestinaux chez l'Homme, des réactions allergiques et la mort d'animaux . Ainsi, la toxicité de *Mycrocystis aeruginosa* est liée à la présence de deux composés hépatotoxiques, isolés par Carmichael et al.,(1988).

-La présence d'une grande quantité de matières organiques, favorise le développement de bactéries et de micro-organismes qui peuvent se révéler nuisibles pour les hommes et animaux, rendant toute utilisation de l'eau impossible, sinon dangereuse pour les plans d'eau, en plus des conséquences déjà énoncées, les répercussions peuvent être encore plus dramatiques car on assiste à un vieillissement accéléré de ces milieux stagnants : Le milieu devient anoxique, toute forme de vie supérieure disparaît, le plan d'eau se comble progressivement jusqu'à être totalement colonisé par la végétation, avant de disparaître .(Heisler et al., 2008).

II.6 Phytoplancton comme bioindicateur de la qualité des eaux

Grâce à sa capacité de réponse rapide aux changements environnementaux liée à son temps de génération très court (*e.g.* chez *Chlorella* >2,7 divisions par jour) (Reynolds, 1984b), le phytoplancton a reçu une attention spéciale comme indicateur de la qualité de l'eau en zone pélagique. Le phytoplancton est en effet considéré comme la première communauté biologique à répondre à la concentration en nutriments dans la colonne d'eau (Carvalho et al., 2006). Ses variations quantitatives et qualitatives représentent donc potentiellement un « signal » de détection précoce de l'évolution trophique du biotope.

Des espèces indicatrices de différents niveaux nutritifs, ont été identifiées pour les eaux oligotrophes comme pour les eaux eutrophes (Dokulil, 2003).

Selon Willén (2000), la connaissance de la structure (composition, abondance et biomasse) et de la fonction (réponse aux conditions environnementales) du phytoplancton est importante au moment d'évaluer le lien de celui-ci avec l'environnement.

Cette vitesse de réponse permet aussi le repérage rapide de certains types de nuisances (turbidité, efflorescences des cyanobactéries toxiques), par les utilisateurs et les gestionnaires. Ainsi, plusieurs indices permettant de déterminer le degré de pollution (Palmer, 1969) et l'état trophique ont été développés (Hörnström, 1981; Rosén, 1981; Rott, 1984; Willén, 2000; Dokulil, 2003).



III. Matériel et méthodes

III.1 Stratégie d'échantillonnage

Douze (12) campagnes d'échantillonnage ont été réalisées pour les deux barrages étudiés, couvrant les quatre saisons de l'année 2013 (voir tableau 32).

Tableau 32 : Dates de prélèvement pour l'étude de la communauté phytoplanctonique dans le barrage Cheffia et Mexa.

	2012	2013										
CHEFFIA	16-déc.	15-janv.	13-févr.	17-mars	15-avr.	15-mai	16-juin	16-juil.	15-août	16-sept.	15-oct.	14-nov.
MEXA	22-déc.	21-janv.	23-févr.	23-mars	20-avr.	21-mai	22-juin	20-juil.	24-août	21-sept.	20-oct.	23-nov.

En ce qui concerne les stations de prélèvement, une seule station de prélèvement a été choisie pour chaque barrage, correspondant à la région la plus profonde de ces derniers, car en limnologie,

les résultats de la collecte y sont davantage représentatifs de l'ensemble du barrage. Cela constitue une procédure standard et permet dès lors des comparaisons d'un plan d'eau à un autre (Corbeil et al, 2007 et Carvalho et al., 2007), à une distance suffisante de la berge, pour s'affranchir des contaminations par les algues périphtiques et les efflorescences accumulées sur les berges par les vents (Laplace-Treytore et al, 2009).

La figure 27, montre les stations choisies pour l'étude de la communauté phytoplanctonique, à savoir la station C2(36°37'44"N/8°03'82"E) pour le barrage de Cheffia et la station M2(36°44'73"N/8°23'17"E) pour le barrage de Mexa.



Figure 27 : Stations de prélèvement pour l'étude de la communauté phytoplanctonique dans le barrage Cheffia et Mexa.

III.2 Mode de prélèvement

Deux paramètres sont pris en considération lors du prélèvement :

-Etat trophique des eaux du barrage :

Ce paramètre détermine le volume d'eau nécessaire pour l'étude de la communauté de phytoplancton dans les eaux superficielles, et dans les eaux oligotrophes prélevées des échantillons de 5 à 6 L, dans les eaux eutrophes, les échantillons peuvent avoir un volume suffisant de 0,5 à 1L (Hötzel et Croome, 1999).

La détermination simple de l'état trophique des eaux, est réalisée selon le modèle de la directive cadre de l'UE in Koemann et Bijkerk (2001) et de Reynolds (1998), se basant sur la mesure de la profondeur Secchi (voir tableau 33).

Tableau 33 : Estimation de l'état trophique des eaux selon la transparence.

Etat trophique	Transparence-Secchi (m)
Oligotrophe	≥ 6
Mésotrophe	3 – 6
Eutrophe	3 – 1.5
Hypereutrophe	≤ 1.5

-la zone euphotique :

Par définition, la zone euphotique est la profondeur maximale à laquelle la quantité de lumière restante représente 1 à 0.5 % de la lumière à la surface. On a démontré que la quantité minimale de lumière nécessaire à la photosynthèse se situe à 0,5 ou 1 % (Findlay et Kling, 2000).

Habituellement un facteur de 2.5 à 2.85 fois, la profondeur indiquée par le disque de Secchi, constituera une estimation raisonnable de la profondeur maximum de la zone euphotique, Desagne (1999) et Coté et al. (2002). Cette estimation est démontrée comme suit :

L'atténuation des radiations actives pour la photosynthèse en fonction de la profondeur est décrite par une loi logarithmique :

$$I_z = I_0 \times \text{EXP} (-K_e \times Z)$$

Avec :

I_z = Intensité lumineuse à la profondeur Z

I_0 = Intensité lumineuse en subsurface

K_e = coefficient d'atténuation verticale de la lumière (m^{-1}).

Le coefficient d'atténuation K_e peut être estimé à partir de l'observation de la limite de visibilité du Disque de Secchi. Cette limite correspond en règle générale à une intensité de l'ordre de 15 à 20 % de l'intensité de surface, ce qui conduit à la relation empirique :

$$K_e = (1,61) / D_{se}$$

On admet également que la photosynthèse s'annule à la profondeur Z_{eu} recevant 1 % de l'intensité de surface (Capblancq, 1995). En conséquence, la profondeur de la zone Euphotique Z_{eu} (en mètre) est égale à :

$$Z_{eu} = 4,6 / K_e$$

Avec $\text{Log}(0,01) = -4,6$

Des deux relations précédentes, il vient une relation utile sur le terrain, lorsqu'on veut mettre en place une mesure de production primaire (Capblancq, 1995) :

$$Z_{eu} = D_{es} \times 2,85$$

Ainsi la détermination des deux paramètres fait recours à une mesure faite par un disque de Secchi.

Les mesures au moyen du disque de Secchi, doivent être faites à l'ombre, l'heure au quelle la mesure a été effectuée est notée, car ce paramètre peut avoir une incidence sur la lecture (Le moment idéal pour effectuer une mesure au moyen d'un disque de Secchi est le milieu de la journée). Prendre la lecture au moyen du disque de Secchi du côté de l'embarcation, cela en se servant d'une corde graduée (figure 28). Faire descendre lentement le disque dans l'eau jusqu'à ce qu'il soit hors de vue, et noter la profondeur (profondeur 1), faire descendre le disque de 1 m encore (ou jusqu'à ce qu'il soit complètement hors de vue), puis le remonter lentement jusqu'à ce qu'il redevienne visible, et noter cette profondeur (profondeur 2) (CCME, 2011 ;Aas et al., 2014).

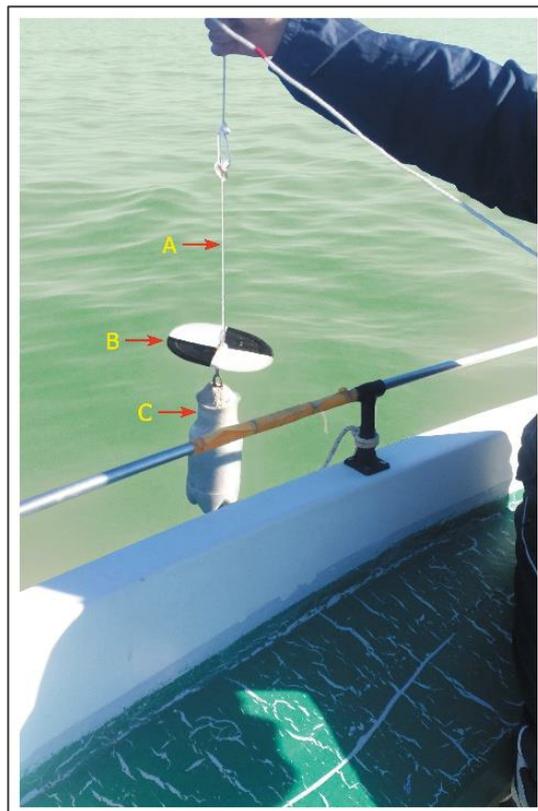


Figure 28 : Mesure de la transparence de l'eau à l'aide de disque de Secchi. (A : Corde graduée ; B : Disque bicolore ; C : Leste).

Le prélèvement est effectué selon la méthode de l'échantillonnage intégré, donnant un échantillon représentatif d'une colonne d'eau, dans laquelle sont répartis de façon différente les algues présentes. Ce type de prélèvement est réalisé selon la norme AFNOR (2006), à l'aide d'un tuyau en plastique gradué de quatre centimètres de diamètre en suivant les étapes montrés par la figure 29. Le tuyau est translucide, pour s'assurer du maintien en état propre de l'intérieur, il est stocké à l'abri de la lumière, pour éviter les développements algaux intempestifs sur les parois.

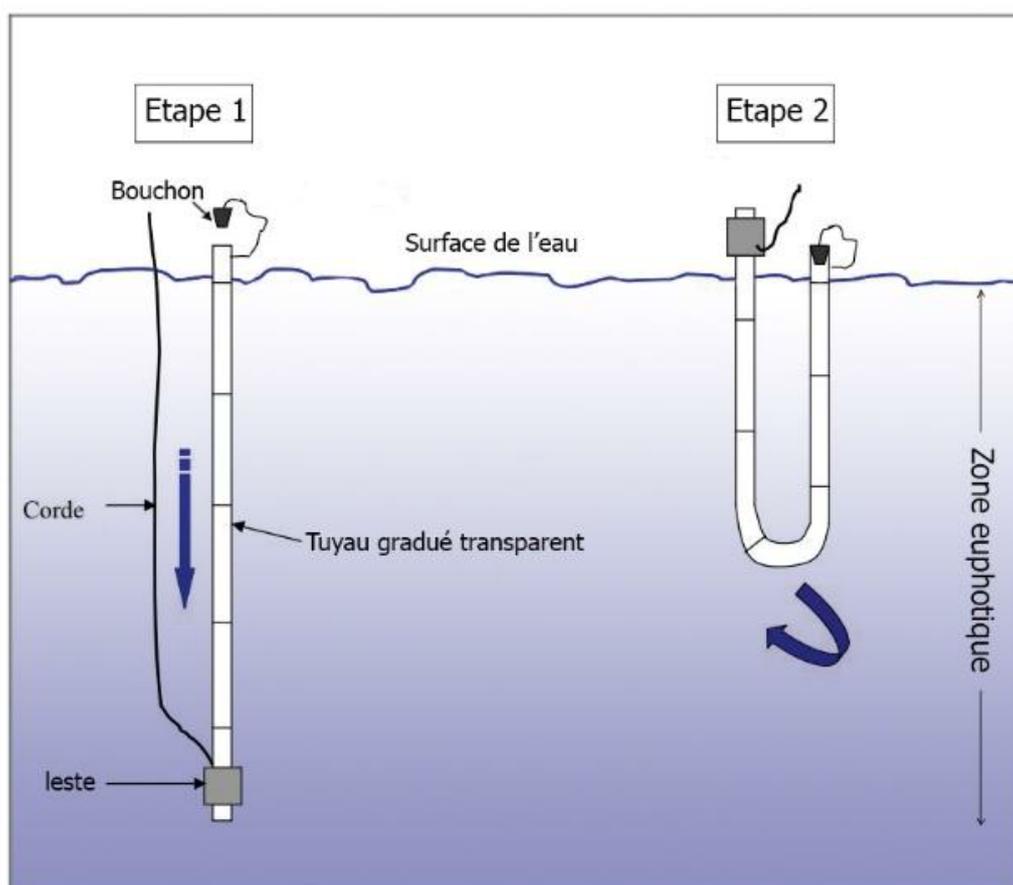


Figure 29 : Schéma descriptif du système et du fonctionnement, du préleveur intégré par l'utilisation d'un tuyau (Laplace-Treyture et al,2009).

Etape 1 : Le tuyau est descendu verticalement et lentement dans la colonne d'eau jusqu'à la fin de la zone euphotique ;

Etape 2 : Le bouchon est placé sur le sommet du tuyau. En tirant sur la corde, le tuyau est ramené à la surface (hors de l'eau) en partant du fond. L'échantillon ainsi prélevé est

transféré dans un seau propre pour y être homogénéisé, avant la prise des sous-échantillons (Laplace-Treytore et al., 2009).

Lors de l'échantillonnage, les informations suivantes sont enregistrées : Date ; Heure ; Echantillon Id ; Station Id ; Temps ; Echantillon intégré (volume, intervalle de profondeur) ; Volume sous-échantillon (Laplace-Treytore et al., 2009).

III.3 Fixation et préparation des échantillons pour analyse

Les échantillons sont préservés directement sur le terrain à l'aide d'une solution de lugol (Annexe B : 1), qui à côté de son rôle fixateur-conservateur, favorise la sédimentation des algues, permet de mettre en relief le contour cellulaire et donc facilite l'identification des espèces (Hallegraeff et al., 1995).

Des contenants en verre sont utilisés pour transporter le lugol, pour qu'il soit pas adsorbé sur les parois (comme c'est le cas avec les contenants en plastique) et perd son efficacité. La concentration de lugol nécessaire pour bien préserver les échantillons est de 1 % V/V (Coté et al., 2002 ; Bourrelly, 1966).

Il est également primordial de s'assurer que les bouchons des bouteilles de prélèvement soient hermétiquement fermés. Le lugol s'évapore rapidement lorsqu'il entre en contact avec l'air et la préservation des échantillons s'en trouve affectée. Le lugol est aussi très sensible à la lumière et a tendance à s'oxyder. C'est pourquoi après quelques jours, ou lors d'une conservation prolongée d'un échantillon, il peut être nécessaire d'en rajouter quelques gouttes de Lugol pour maintenir la fixation de l'échantillon (Le volume de conservateur ajouté doit être noté, car il participe au volume final de l'échantillon). De plus, lorsque l'échantillon contient une forte densité de cellules, il faut effectuer une dilution le plus rapidement possible pour assurer une bonne préservation. Le temps de contact de l'échantillon avec le lugol doit être d'au moins 24 h avant l'analyse, pour favoriser une bonne sédimentation des cyanobactéries.

Les échantillons fixés, sont conservés à la température ambiante, à l'obscurité et dans un endroit bien aéré, s'ils sont analysés dans les 30 jours suivant leur prélèvement. Si les échantillons doivent être conservés sur une plus longue période avant d'être analysés, ils devraient être gardés au froid (près de 4 °C) et à l'obscurité. Finalement, les bouteilles doivent

être remplies à environ 80 % pour que le jeu d'air permette un brassage adéquat de l'échantillon (CEAEQ, 2012).

III.4 Analyse qualitative du phytoplancton

L'identification des espèces s'est réalisée entre lame et lamelle après concentration de l'échantillon par filtration et sédimentation (voir chapitre 2 : III.5). L'identification taxinomique est réalisée jusqu'au rang : espèce. En cas de difficultés ou d'incertitudes, l'identification se fait à un niveau moindre (genre, classe,...), à l'aide des ouvrages de détermination suivant : (Bourrelly, 1981, 1985, 1990) ; Smith, 1955; Lavoie et al., 2008 ; Paulmier, 1997; Rumeau et Coste, 1988 ; Cupp, 1943 ; Botes, 2003 ; Hustedt, 1985 ; Desikachary (1959) ; Ouattara (2000) ; Couté et Rousselin (1975) ; Anagnostidis et Komarek (1985, 1988) ; Krammer et Lange-Bertalot (1986, 1988, 1991a, 1991b).

Les critères cellulaires utilisés pour l'identification des micro-algues sont :

- L'organisation du thalle (filamenteux, colonial, cellule isolé), sa forme (sphérique, cubique, amorphe, régulière, étirée, clathrée, droite, coudée, spiralée...);

- La présence ou l'absence de flagelles et leur nombre ;

- Les types cellulaires rencontrés (cellules végétatives, hétérocytes, akinètes), leur forme (sphérique, cylindrique, ellipsoïdale...);

- La présence d'un mucilage ou d'une gaine et ses caractéristiques (couleur, visibilité, aux contours nets ou diffuse, lamellés, homogènes...);

- Les dimensions des cellules et leur contenu (vacuoles à gaz, granules...).

Les taxons et leur auteurs sont identifiés en suivant la base de données standardisée (Guiry et Guiry, 2017).

Il faut noter, que lors de l'identification, il vaut mieux une bonne détermination à un niveau taxinomique moindre, qu'une mauvaise à un niveau supérieur. Les taxons identifiés non observés par la suite lors du comptage peuvent être mentionnés dans le relevé mais sans abondance. Ainsi ils participeront à la richesse du peuplement observé (Laplace-Treytore et al., 2009).

III.5 Analyse quantitative du phytoplancton

La détermination de l'abondance phytoplanctonique a été réalisée par microscopie inversée OLYMPUS CKX 31, selon la méthode Utermöhl (1958) et Lund et al. (1958). La concentration du phytoplancton a été effectuée par filtration inverse, selon le protocole de Dodson et Thomas (1964): l'échantillon d'eau à filtrer a été versée dans un Becher et laissé sédimenter. L'extrémité d'un tube PVC de 2 cm de diamètre, a été recouverte d'une nappe de filtration, d'une porosité de 1 μm . La filtration inverse a été effectuée en immergeant la partie recouverte par la nappe de filtration dans l'eau. L'eau aspirée dans l'enceinte du tube par effet du sous vide ne contenait plus de phytoplancton et a été éliminée au fur et à mesure.

Cette opération a été renouvelée, de manière à concentrer la communauté initiale de phytoplancton dans un volume final de 10 ml (un changement de Becher à volume réduit est requis) . Cette aliquote de l'échantillon, est misedans une chambre de sédimentation (Chambre de 10 ml), la chambre ainsi remplie, doit être laissée à l'obscurité à température ambiante et dans un lieu sans vibration, afin de permettre une sédimentation correcte de l'échantillon, deux heures de sédimentation sont requises pour chaque 1 cm de colonne d'eau à 20°C. (Dans notre cas la hauteur de la chambre 10 ml est de 2 cm). Si les petites diatomées sont présentes, un temps de stabilisation de six heures chaque 1 cm de colonne d'eau est recommandé (Furet et Benson-Evans, 1982). Certaines cyanobactéries possèdent des vacuoles gazeuses, qui peuvent nuire à leur sédimentation, pour s'assurer qu'il ne reste pas de cellules en suspension, il faut absolument effectuer une mise au point dans la colonne d'eau et en surface de la chambre, avant le comptage. Si plusieurs cellules s'y trouvent, il faut laisser se sédimenter plus longtemps.

Les cellules comptées, doivent sembler viables (avec un chloroplaste intact), pour les diatomées seules, les frustules avec plastes (cellules vivantes) sont comptés. On ne compte pas les fragments des cellules. On inclura dans le compte les cellules viables, dont une partie apparaît à droite du champ de comptage, en omettant celles se trouvant à gauche. Dans le cas de colonies, on ne compte qu'une petite fraction des cellules et on en estime le nombre total. On comptera les filaments individuellement, plus de 400 cellules par échantillon doivent être comptées, résultant en une erreur de comptage d'environ 10%, ainsi le dénombrement sera représentatif de l'échantillon (Lund et al., 1958).

L'observation doit s'effectuer par étape, en commençant par l'utilisation d'un grossissement faible (x10), puis un grossissement plus élevé (x40), pour permettre de dénombrer les différentes organisations cellulaires (unicellulaire, filament ou colonie) et ainsi obtenir une meilleure fiabilité.

La première étape, consiste à dénombrer les espèces formant des colonies et des filaments (objets) à un faible grossissement (objectifs 10X ou 20X respectivement). La colonie ou le filament constitue l'unité de comptage est désignée comme "objet". Cette première étape d'observation à plus faible grossissement, permet également de dresser une liste préliminaire des genres présents dans l'échantillon.

La stratégie de comptage, est effectuée par transects (diamètres), montré par la figure 30, au minimum un transect est pris en considération pour calculer la densité de chacune des espèces retrouvée dans un échantillon donné.

Le balayage de la surface de tout le transect, se fait par plusieurs champs microscopiques, qui correspondent au réticule oculaire des microscopes (voir tableau 34 annexe B : 2). Dans notre étude, le comptage se fait à l'objectif x40 et avec le zoom x1.6 (AFNOR, 2006).

Pour les cyanobactéries formant des colonies, le nombre de cellules par colonie (y) a été déterminé en utilisant l'équation (Moustaka, 1988) suivante:

$$y = 1,475 \times (\text{diamètre de colonie})^{1,55}$$

Comme les colonies n'étaient pas toujours sphériques, le diamètre de la colonie utilisé dans le calcul final, est le diamètre d'une sphère avec un volume de colonie égal selon Reynolds et Jaworski (1978).

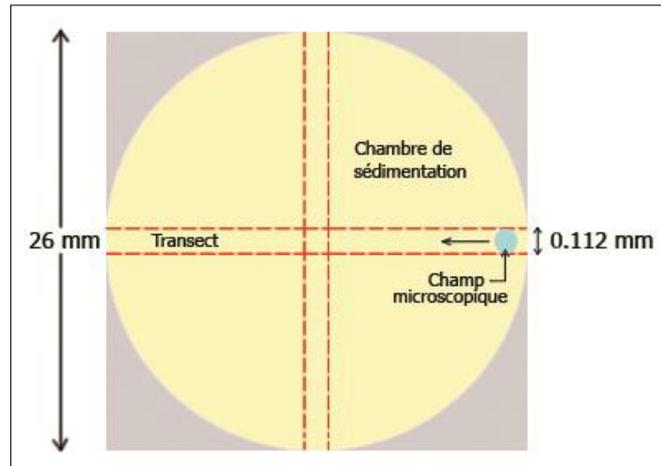


Figure 30 : Comptage des cellules phytoplanctoniques sous microscope par la méthode des transects

Le calcul de la densité spécifique est effectué comme suit (AFNOR, 2006) :

Surface du comptage au 40x 1.6x :

$$S_c = (0.112 \times 26) \times NT$$

Avec :

S_c : Surface du comptage (mm^2)

0.112 mm : Largeur de la bande (transect)

26 mm : diamètre de la chambre

NT : nombre de transects comptés

Surface de la chambre :

$$S_{ch} = (\pi \times 13^2)$$

Avec :

S_{ch} : Surface de la chambre (mm^2)

13 : rayon de la chambre

0.112 mm : Largeur de la bande (transect)

π : 3.1416

Rapport de comptage :

$$R = \text{Surface de la chambre} / \text{Surface du comptage}$$

Densité cellulaire spécifique par ml pour un volume sédimenté :

$$D_s = N_{\text{ind}} \times R / V$$

Avec :

D_s : nombre d'objet d'une espèce donnée par ml

N_{ind} : nombre d'individus comptés

V : volume sédimenté (ml)

R : Rapport de comptage

V : volume sédimenté

Remarque

Les taxons identifiés lors d'une première prospection de l'échantillon, comme recommandé dans la norme AFNOR (2006), non observés par la suite lors du comptage, peuvent être mentionnés dans le relevé mais sans abondance. Ainsi ils participeront à la richesse du peuplement observé.

III.6 Etude de la Diversité globale

Plusieurs méthodes univariées (richesse spécifique, fréquence d'occurrence, contribution spécifique, indices de diversité....), mais aussi d'autres méthodes multivariées comme : Analyse factorielle de correspondances, Analyse en composantes principales, ...), peuvent être appliquées, pour l'étude de la diversité d'un échantillon ou bien d'un site d'échantillonnage (Magurran, 1988).

III.6.1 Richesse spécifique

Cet indice permet une première évaluation de la diversité du milieu, d'un point de vue qualitatif. Cette richesse spécifique est symbolisée par la lettre S, qui représente le nombre d'espèces présentes dans l'échantillon. Cependant, la richesse spécifique est dépendante du volume d'eau prélevé, c'est pour cette raison, qu'il faut adopter une même méthode d'échantillonnage pour tous les sites d'études.

III.6.2 Fréquence d'occurrence

La fréquence d'occurrence d'une espèce (i), représentant le nombre de fois qu'apparaît cette espèce dans cette collection, elle est exprimée en % obtenue par l'équation :

$$C(\%) = (P_i / P) \times 100$$

P_i : Nombre de prélèvements où l'espèce i est présente

P: Nombre totale des prélèvements

Bigot et Bodot (1973), distinguent des groupes d'espèces en fonction de leur fréquence d'occurrence :

- Les espèces constantes, sont présentes dans plus de 75% des relevés effectués.
- Les espèces communes, sont présentes dans 50 à 75% des relevés.
- Les espèces occasionnelles, sont celles dont la fréquence est égale à 25% est inférieure à 50%
- Les espèces accidentelles, ont une fréquence inférieure à 25%

III.6.3 Indices de diversité

III.6.3.1 Indice de Shannon-Weaver

L'indice de diversité considéré ici est celui qui est le plus couramment utilisé dans la littérature, il est calculé comme suit:

$$H' = - \sum ((N_i / N) * \log_2(N_i / N))$$

N_i : nombre d'individus d'une espèce donnée, i allant de 1 à S (nombre total d'espèces).

N : nombre total d'individus.

H' est minimal ($=0$), si tous les individus du peuplement appartiennent à une seule et même espèce, H' est également minimal si dans un peuplement chaque espèce est représentée par un seul individu, excepté une espèce qui est représentée par tous les autres individus du peuplement.

L'indice est maximal, quand tous les individus sont répartis d'une façon égale sur toutes les espèces (Frontier, 1983).

La valeur de H' varie entre 0 et 5 bits

- Si H' varie entre 0 et 2,5 bits, alors H' est faible, ce qui implique que le milieu est peu diversifié (cas des milieux spécialisés ou l'on note généralement la dominance d'une seule espèce ou d'un petit nombre d'espèces sur l'ensemble des espèces de la communauté).

- Si H' varie entre 2,6 et 3,9 bits, alors H' peut être supposé moyen, ce qui implique que le milieu est relativement riche en espèces.

- Si H' varie entre 4 et 5 bits, alors H' peut être supposé élevé (cas des milieux isotropes ou les espèces tendent vers l'équiprobabilité).

III.6.3.2 Indice d'équirépartition (équitabilité)

L'indice d'équirépartition ou l'équitabilité (E), Mesure du degré de régularité dans l'abondance relative des effectifs, des diverses espèces que renferme un peuplement ou une communauté (Ramade, 2005).

Cet indice est calculé par le rapport entre la diversité observée (H') et la diversité maximale (H'_{max}), qui est la diversité observée dans le cas théorique où toutes les espèces présentent le même nombre d'individus, représentée par le Log_2 de la richesse totale S

$$H'_{max} = \text{Log}_2 S$$

Où :

H' : Indice de diversité de SHANNON

S : Richesse totale

Cet indice varie de 0 à 1. Lorsqu'il tend vers 0 ($E < 0,5$), cela signifie que la quasi-totalité des effectifs tend à être concentrée sur une seule espèce. Il tend vers le 1 lorsque toutes les espèces ont la même abondance (Barbault, 1981).

L'équirépartition permet d'apprécier les déséquilibres que l'indice de diversité ne peut détecter. Plus sa valeur a tendance à se rapprocher de 1, plus il traduit un peuplement bien équilibré (Legendre et Legendre, 1979). Insensible à la richesse spécifique, il est très utile pour comparer les dominances potentielles entre stations ou entre dates d'échantillonnage.

III.7 Calcule du biovolume cellulaire phytoplanctonique

Le biovolume est calculé par estimation du volume cellulaire moyen, pour chaque espèce de l'échantillon et multiplication par le nombre de cellules par unité de volume ($\mu\text{m}^3/\text{ml}$). Chaque cellule est assimilée à une forme géométrique simple, cylindre, sphère...etc (voir tableau 35 dans annexe B : 3) et ses dimensions cellulaires sont mesurées à l'aide d'un oculaire microscopique comportant une règle munie de graduation (voir figure 31). Cette méthode n'est pas normalisée, elle exige beaucoup de temps et de précision dans les mesures, et reste plutôt vouée au domaine de la recherche. (Wollenweider, 1968 ; Rott, 1981).

En effet, Il s'agit d'estimer pour chaque espèce de l'échantillon, le volume cellulaire associé, afin de s'affranchir du biais de la concentration cellulaire qui n'intègre pas la différence de taille des cellules selon les espèces. Le biovolume est assimilé à une masse de matière fraîche, en considérant que ces organismes ont la même densité que l'eau. (Lund et al., 1958).

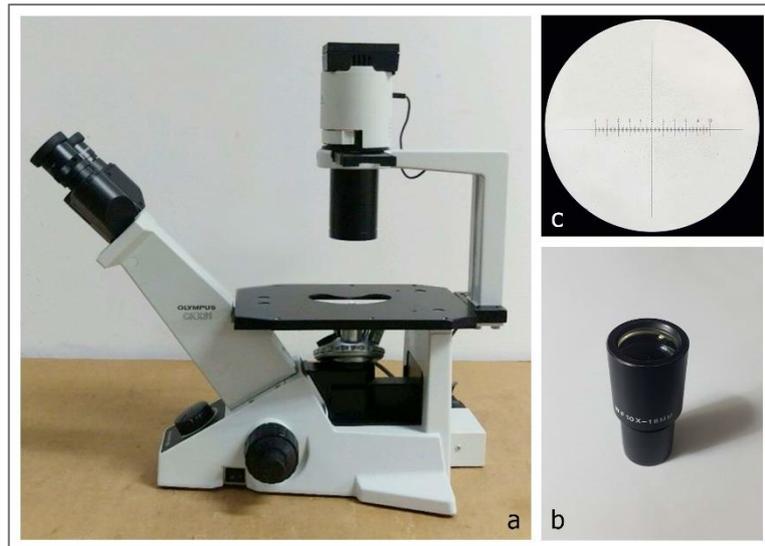


Figure 31 : Outils de mesure du biovolume cellulaire phytoplanctonique : (a) Microscope inversé Olympus® CKX31 ; (b)Oculaire microscopique WF 10X/18mm ; (c) champ microscopique montrant la règle de mesure des dimensions.

III.8 Calcul de la biomasse carbonée phytoplanctonique

Chaque classe d'algue, est caractérisée par un contenu carboné particulier, tel que défini par Wetzel et Lickens (2000). Ces rapports sont donnés dans le tableau 36.

Tableau 36 : Rapport au carbone organique de chaque groupe taxonomique

CLASSES	Rapport C
Cyanobactéries	0,22
Dinophycées	0,13
Chlorophycées	0,16
Diatomées	0,11
Autres Classes	0,11

La biomasse carbonée spécifique (relative à une espèce) est égale au biovolume spécifique converti en unité de masse (en supposant que les algues sont de densité 1 et donc 1 dm³ équivaut 1kg ou 1 µm³ = 1pg) puis multipliée par le rapport C caractéristique de la classe du phytoplancton qui correspond à cette espèce (Rossi, 2008).

$$B_{sp} = BV_{sp} \times \text{Rapport C}$$

B_{sp} : Biomasse carbonée spécifique (pg C/ml)

BV_{sp} : Biovolume spécifique (pg/ml)

La biomasse carbonée totale est la résultante de l'addition de la biomasse carbonée spécifique de toutes les espèces, multipliée chacune par la densité cellulaire relative :

$$B_{tot} = \sum (B_{sp} \times D_{sp})$$

B_{tot} : biomasse carbone totale ($\mu\text{g.L}^{-1}$)

B_{sp} : biomasse carbone spécifique (μgC)

D_{sp} : densité de l'espèce donnée (cell.L^{-1})

III.9 Dosage de la chlorophylle a

Le dosage de la chlorophylle a, a servi pour calculer, à la fois, l'indice de l'état trophique de Carlson : TSI (voir chapitre3 : III.7.2) et aussi l'indice phytoplanktonique lacustre : IPLAC (voir chapitre 2 : III.10).

La stratégie d'échantillonnage pour le dosage de la chlorophylle a, est identique à celle adoptée pour l'analyse de la communauté phytoplanktonique (stations, dates et méthodes de prélèvement), le volume des échantillons été de 1L, car ce volume est considéré nécessaire et suffisant, quel que soit le niveau de trophie du plan d'eau (Laplace-Tretyure et al,2009).

Ce dernier est conservé à l'abri de la lumière dans une glacière à 4°C jusqu'au transfert au laboratoire d'analyse. La conservation en glacière permet aussi de protéger l'échantillon de la lumière. Dès arrivé au laboratoire, les échantillons sont filtrés dans une ambiance sombre.

L'échantillon sur filtre peut être congelé, pour analyse ultérieure, 12 mois maximum (Laplace-Tretyure et al,2009).

III.9.1 Mode opératoire

• La filtration

L'échantillon est filtré sous vide, sur membrane en fibre de verre GF/C de porosité égale à 45µm. Filtrer suffisamment de volume de l'échantillon, jusqu'à obtenir un filtre légèrement teinté (vert, jaune, brun).

• Extraction des pigments

1. Prendre le filtre, le plier en 4, et le placer dans un tube à essai contenant 10 ml 95% d'éthanol.
2. Boucher les tubes avec du parafilm et agiter. Le filtre ne doit jamais être exposé à la lumière. A cet effet, il est bon d'envelopper les tubes dans du papier aluminium.
3. Laisser l'extraction se poursuivre à l'obscurité : pendant une nuit à 4°C.
4. Centrifuger pendant 10 min à 3600 TPM, les tubes doivent rester bouchés pour éviter l'évaporation.
5. Transférer le surnageant de centrifugation, dans la cuve du spectrophotomètre,
6. Mettre la cuve en place, et s'assurer de son positionnement correct, lire les absorbances des extraits aux longueurs d'ondes de 665, 649 et 750 nm.

III.9.2 Expression des résultats

Les concentrations de chlorophylle a se calculent d'après l'équation suivante :

$$\text{Chl}_a \text{ (}\mu\text{g/L)} = \frac{(13.7(A_{665} - A_{750}) - 5.76(A_{649} - A_{750}))v}{V * l}$$

Avec :

V = volume d'eau filtrée, en L

v = volume de solvant utilisé pour extraire l'échantillon, en ml

I : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (en cm)

Remarque :

Il faut noter que l'utilisation de l'éthanol comme solvant pour l'extraction des pigments chlorophylliens, est justifiée par le fait que de nombreux auteurs attestent une faible efficacité de l'acétone sur certains groupes phytoplanctoniques comme les chlorophyceae ou cyanophyceae (Steeman, 1961; SCOR-UNESCO, 1966 ; Golterman, 1969 ; Rieman, 1976 ; Sand jensen, 1976 ;Dufour, 1972) indiquent que l'addition de l'acétone, augmente la variabilité. De ce fait beaucoup d'auteurs ont préconisé le méthanol ou l'éthanol, utilisé par les biochimistes et physiologistes des algues. Dans ce cas le broyage du filtre n'est pas nécessaire contrairement à l'acétone (Holm-hansen et Rieman, 1978).

III.10 Evaluation de l'état trophique des eaux des barrages

Pour évaluer l'état écologique des milieux aquatiques, la directive cadre sur l'eau (DCE) exige des États-membres, la mise en œuvre réglementaire d'un ensemble de méthodes de bio-indication, chacune reposant sur une communauté biologique donnée : algues microscopiques (phytobenthos, phytoplancton), macrophytes aquatiques, invertébrés benthiques, poissons. Chaque outil de bioindication ainsi développé permet de quantifier, à partir de différentes "métriques" biologiques (par exemple le nombre d'espèces présentes, leur abondance relative ou la structure en taille de certaines populations cibles), l'état du milieu étudié par mesure de l'écart avec un milieu dit "de référence", exempt de pressions.

Tous les outils attendus, sont désormais pleinement validés au plan scientifique : l'indice biologique diatomées IBD (algues microscopiques), l'indice biologique macrophytique en rivière IBMR (plantes aquatiques), l'indice invertébré multimétrique I2M2 (invertébrés benthiques) et l'indice poissons rivières IPR+ (poissons), ont pour vocation à être utilisés pour l'évaluation lors du 2^{ème} cycle DCE. C'est le cas aussi du jeu de bioindicateurs développés *ex-nihilo* ou sur la base de rares méthodes pré-existantes pour les plans d'eau : indice phytoplancton lacustre (IPLAC), indice biologique macrophytique en lac (IBML),

indice macroinvertébrés lacustres (IMAIL) et indice ichtyofaune en lac (IIL) (Feret et Laplace-Treytore, 2013).

III.10.1 Description de l'indice IPLAC

L'IPLAC est un indice multi-métrique (Feret et Laplace-Treytore, 2013). Il est la résultante de l'agrégation par moyenne pondérée de deux métriques : MCS et MBA

a- Métrique de composition spécifique (MCS)

Cette métrique exprime une note en fonction de la présence de taxons indicateurs figurant dans une liste de référence composée de 165 taxons (voir tableau 37 dans annexe B : 4). Chaque taxon de la liste a une cote spécifique et un coefficient de sténoécie. La note est alors calculée à partir de la composition taxinomique de l'échantillon, exprimée en biovolume et est comparée à la valeur prédite en conditions de référence, dépendant de l'altitude et de la profondeur moyenne du plan d'eau.

b- Métrique de biomasse algale totale (MBA)

Cette métrique est basée sur la concentration moyenne de Chlorophylle a, sur la période estivale, qui est une bonne illustration de la biomasse phytoplanctonique disponible dans le plan d'eau, comparée à la valeur prédite en condition de référence.

III.10.2 Données nécessaire et prétraitements

Pour la MBA il faut disposer :

- De la concentration en Chlorophylle a, sur la zone euphotique, de préférence concomitante au prélèvement de phytoplancton ;
- De la moyenne de chlorophylle a, sur la période de végétation (si possible, moyenne de 3 mesures correspondants aux 3 prélèvements phytoplanctoniques) ;
- De la mesure de la profondeur moyenne du plan d'eau échantillonné.

Pour la MCS, il faut disposer :

- De la liste des taxons identifiés par campagne, pour le plan d'eau, avec leurs biovolumes ;
- Des prélèvements sur 3 campagnes (minimum), durant la période de végétation ;
- Des coefficients de sténoécie et notes spécifiques des différents taxons rencontrés grâce à la liste de référence (voir tableau 37 dans annexe B : 4) ;
- L'altitude et la profondeur moyenne du plan d'eau.

III.10.3 Procédure de calcul

III.10.3.1 MBA

La métrique MBA dépend du couple « profondeur moyenne du plan d'eau / concentration en Chlorophylle a ». Ainsi les calculs sont propres à chaque plan d'eau.

a- Détermination la valeur de Chlorophylle a, de « Référence » (en $\mu\text{g.l}^{-1}$) avec l'équation suivante :

$$refChloro = 10^{0.754-0.489*\log(\text{profMoy})}$$

Avec profMoy : la profondeur moyenne du plan d'eau en mètres.

b- Calcul de la MBA_{EQR}

$$MBA_{EQR} = \frac{refChloro}{moyChloro}$$

Avec moyChloro : moyenne de la concentration en chlorophylle a, durant la période de croissance de la végétation

c- Détermination du seuil H/G, exprimé en $\mu\text{g/l}$ de chloro-a, par l'intervalle de prédiction

$$H / G_{seuil} = 10^{0.754-0.489*\log(\text{profMoy})+1.7109*0.1424\sqrt{1.0385+\frac{(\log(\text{profMoy})-0.9425)^2}{4.0773}}}$$

d- Détermination des autres seuils de qualité, exprimés en µg/l de chloro-a

$$G / M_{seuil} = 10^{0.754 - 0.489 * \log(\text{profMo}) + 2 * \left[1.7109 * 0.1424 \sqrt{1.0385 + \frac{(\log(\text{profMo}) - 0.9425)^2}{4.0773}} \right]}$$

$$M / P_{seuil} = 10^{0.754 - 0.489 * \log(\text{profMo}) + 3 * \left[1.7109 * 0.1424 \sqrt{1.0385 + \frac{(\log(\text{profMo}) - 0.9425)^2}{4.0773}} \right]}$$

$$P / B_{seuil} = 10^{0.754 - 0.489 * \log(\text{profMo}) + 4 * \left[1.7109 * 0.1424 \sqrt{1.0385 + \frac{(\log(\text{profMo}) - 0.9425)^2}{4.0773}} \right]}$$

d- Transformation des seuils en EQR

$$H / G_{EQR} = \frac{\text{refChloro}}{H / G_{seuil}}$$

$$G / M_{EQR} = \frac{\text{refChloro}}{G / M_{seuil}}$$

$$M / P_{EQR} = \frac{\text{refChloro}}{M / P_{seuil}}$$

$$P / B_{EQR} = \frac{\text{refChloro}}{P / B_{seuil}}$$

e- Transformation de la MBA en EQR normalisé

Les équations déterminées, sont propres à chaque couple « profondeur / Chlorophylle a ». Il faut déterminer l'équation de la régression logarithmique, qu'il y a entre les seuils MBA_{EQR} déterminés pour le couple « profondeur / Chlorophylle a » et les seuils en EQR normalisés attendus :

$$MBA_{nEQR} = A * \ln(MBA_{EQR}) + B$$

III.10.3.2 MCS

La marche à suivre pour calculer la MCS par plan d'eau est la suivante :

- Attribuer les cotes et coefficients de sténoécie à chaque taxon selon la liste des taxons de référence
- Ne retenir que ceux qui sont ainsi notés (car la liste ne correspond qu'à un panel de taxons déterminants et représentatifs)

a- Calculer la MCS pour chaque campagne estivale, comme suit :

$$B_i = \frac{(Biov_o)_i \times AS_i}{1000000}$$

puis

$$MCS_c = \frac{\sum (B_i \times CS_i \times S_i)}{\sum (B_i \times S_i)}$$

Avec B_i : Biovolume de l'espèce i en mm^3/l

$(Biov_o)_i$: Biovolume unitaire de l'objet compté pour le taxon i en μm^3

AS_i : Abondance du taxon i en nombre d'objet algaux/ml

CS_i : Cote Spécifique de l'espèce i de 0 à 20 (cf. Tableau 37 dans annexe B)
 S_i : Coefficient de sténoécie de l'espèce i de 1 à 3 (cf. Tableau 37 dans annexe B)

b- Calculer la MCS annuelle, selon la formule suivante :

$$MCS = \frac{\sum MCS_c}{N}$$

avec N le nombre de campagne pris en compte.

c- Transformer le résultat MCS (note sur 20) en

$$MCS_{EQR} = \frac{MCS}{refMCS}$$

Avec

$$refMCS = 10.134 + 2.603 * \text{Log}_{10}(\text{ProfMoy} + 1) + 0.3148 * \text{Log}_{10}(\text{Altitude} + 1)$$

ProfMoy : Profondeur moyenne du plan d'eau (en m)

Altitude : l'altitude du plan d'eau (en m).

III.10.3.3 Transformer en EQR normalisé

Avant l'agrégation avec la MBA, il est nécessaire de normaliser la métrique selon l'équation suivante :

$$\text{IPLAC} = 0,7 \times \text{MCS}_{nEQR} + 0,3 \times \text{MBA}_{nEQR}$$

La valeur trouvée du IPLAC est comparée aux valeurs seuils de l'IPLAC (de référence) indiquant la qualité de l'eau analysée (voir tableau 38). Toutes les valeurs d'IPLAC supérieures à 1 sont ramenées à 1.

Tableau38 : Classes d'état d'eau selon les valeurs seuils de l'IPLAC.

IPLAC	Qualité de l'eau
$IPLAC > 0.8$	Très bon
$0.6 < IPLAC < 0.8$	Bon
$0.4 < IPLAC < 0.6$	Moyen
$0.2 < IPLAC < 0.4$	Médiocre
$IPLAC < 0.2$	Mauvais

Tout les calculs relatifs à l'indice IPLAC, cites ci-dessus, sont réalisés par le calculateur PHYTOBS v3.0.0 (IRSTEA, 2018).

IV. Résultats

IV.1 Mesure de la profondeur Secchi

Les résultats des mesures de la transparence des eaux du barrage Cheffia et Mexa, obtenus à l'aide du disque de Secchi, sont mentionnés dans le tableau 39 de l'annexe B : 5, et représentés par la figure 32. Indiquant une évolution saisonnière de la transparence de l'eau quasi identique entre les deux barrages, avec une valeur maximum de PS enregistrée au mois d'août ($PS_{\max}.\text{Cheffia} = 1,85\text{m}$, $PS_{\max}.\text{Mexa} = 1,45\text{m}$), alors que la valeur minimale de PS a été enregistrée au mois de mars ($PS_{\min}.\text{Cheffia} = 0,8\text{m}$, $PS_{\min}.\text{Mexa} = 0,67\text{m}$), indiquant aussi une nette augmentation de la PS, durant le deuxième semestre de l'année 2013 et cela pour les deux barrages étudiés.

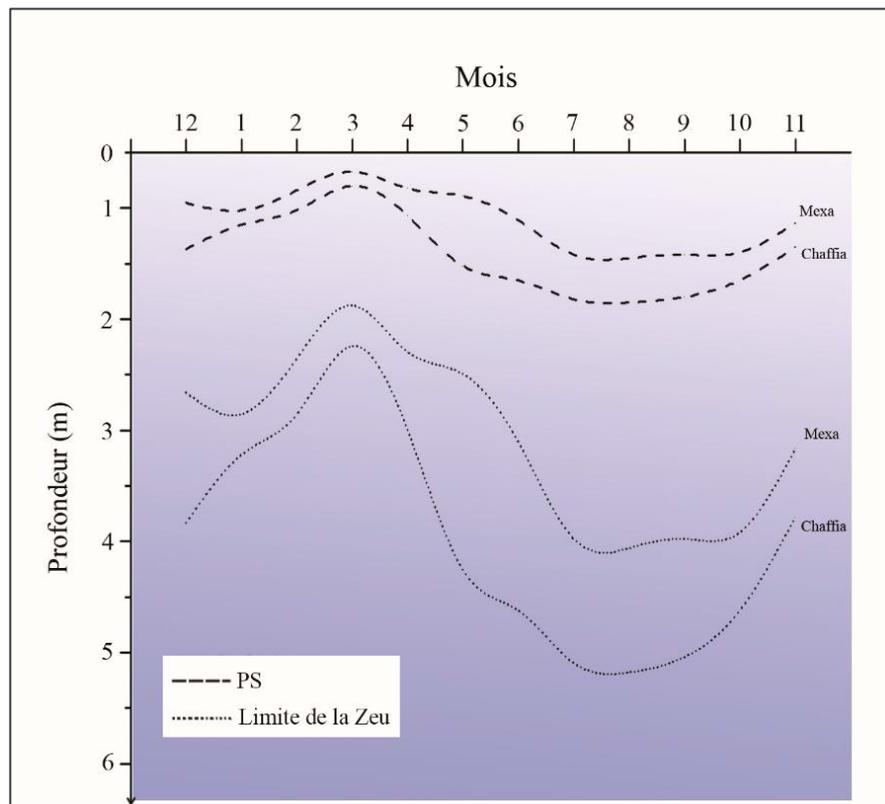


Figure 32 : Profondeur Secchi (PS) et limites de la zone euphotique (Z_{eu}) enregistrées dans le barrage de Cheffia et Mexa pour l'année 2013.

Même constatation est observée pour la profondeur de la zone euphotique (la Z_{eu} est en relation linéaire avec la PS). Il faut noter que, Durant toute la période d'étude, la transparence mesurée pour le barrage de Cheffia été supérieure à celle enregistrée à partir du barrage Mexa.

IV.2 Analyse qualitative du phytoplancton

L'identification microscopique des espèces retrouvées dans les échantillons d'eaux, prenant en considération toute la zone euphotique des deux barrages étudiés, nous a permis d'identifier 62 espèces de phytoplancton (voir figure 33), dont 24 espèces (38%), sont commun entre les deux barrages, le reste des espèces sont retrouvées uniquement dans l'un ou l'autre ; 14 espèces pour le barrage de Cheffia et 24 espèces pour le barrage de Mexa (voir tableaux 40 et 41).

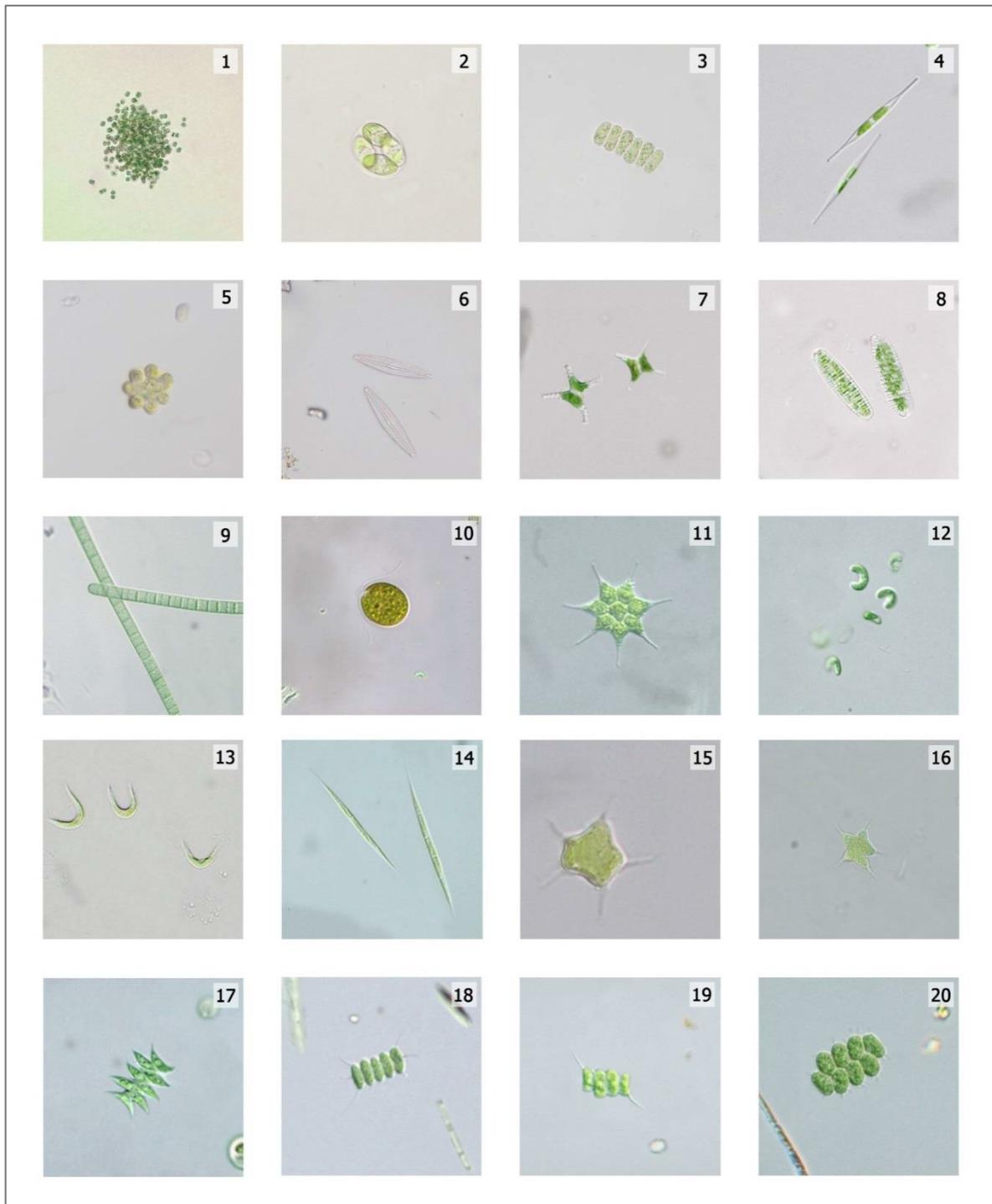


Figure 33: Espèces de phytoplancton retrouvées dans les eaux du barrage Cheffia et /ou Mexa : **1)** *Microcystis aeruginosa* ; **2)** *Oocystis marssonii*; **3)** *Scenedesmus musellipticus* ; **4)** *Nitzschia acicularis* ; **5)** *Coelastrum microporum* ; **6)** *Navicula lanceolata* ; **7)** *Staurastrum tetracerum* ; **8)** *Diatoma vulgare* ; **9)** *Oscillatoria sp.* ; **10)** *Chlamydomonas sp.* ; **11)** *Pediastrum simplex* ; **12)** *Kirchneriella lunaris* ; **13)** *Selenastrum gracile* ; **15)** *Tetraëdron pentaedricum* ; **16)** *Tetraëdron caudatum* ; **17)** *Scenedesmus acuminatus* ; **18)** *Scenedesmus sabundans* ; **19)** *Scenedesmus armatus* ; **20)** *Scenedesmus ecornis*.

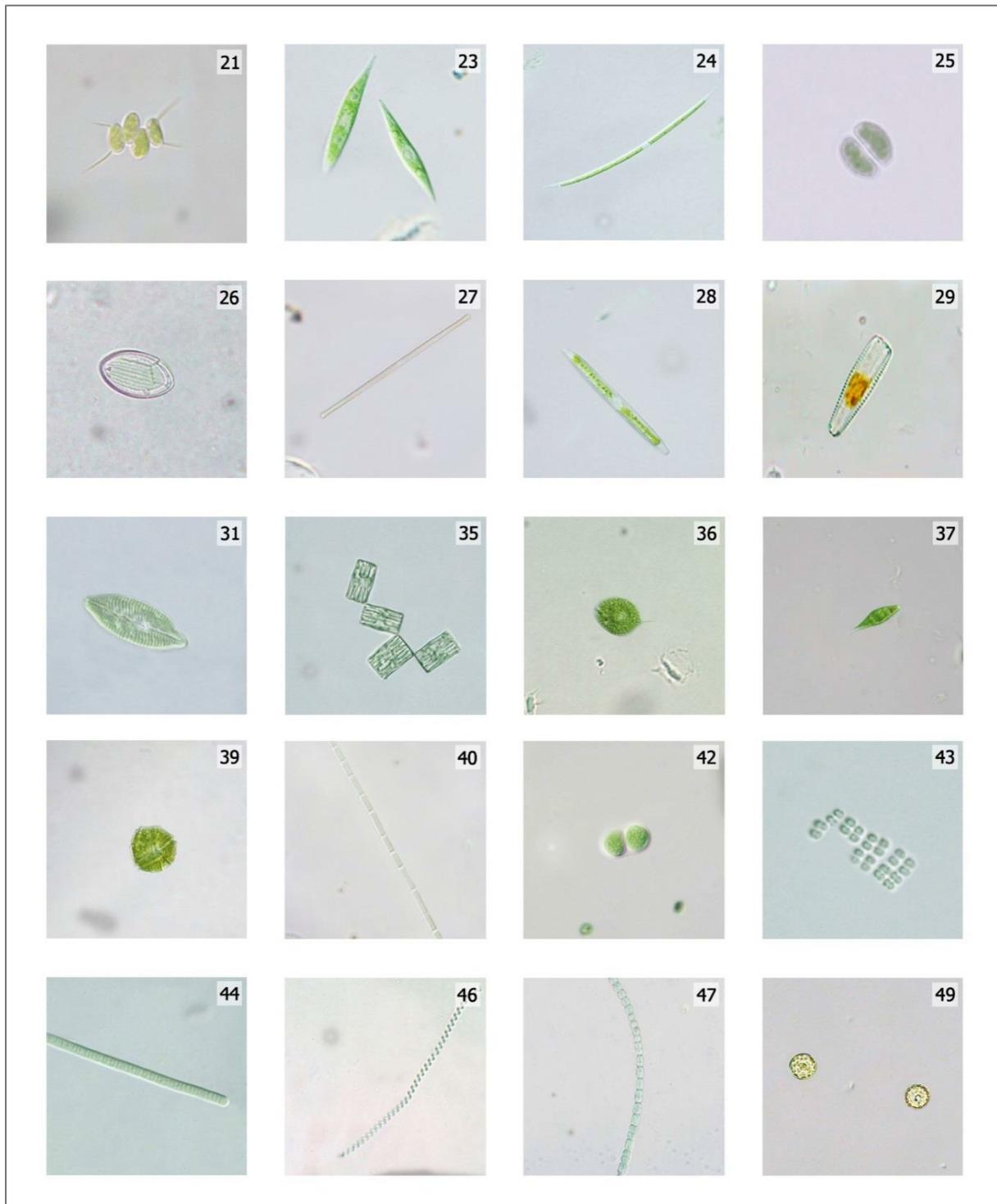


Figure 33 (Suite) : **21)** *Scenedesmus intermedius* ; **23)** *Chlorogonium elongatum* ; **24)** *Closterium aciculare* ; **25)** *Didymocystis bicellularis* ; **26)** *Cocconeis placentula* ; **27)** *Synedra affinis* ; **28)** *Synedra ulna* ; **29)** *Gomphonema sp.* ; **31)** *Navicula salinarum* ; **35)** *Tabellaria sp.* ; **36)** *Phacus pleuronectes* ; **37)** *Lepocinclis sp.* ; **39)** *Peridinium sp.* ; **40)** *Pseudanabaena sp.* ; **42)** *Chroococcus sp.* ; **43)** *Merismopedia sp.* ; **44)** *Lyngbya sp.* ; **46)** *Spirulina sp.* ; **47)** *Anabaena sp.* ; **49)** *Cyclotella sp.*

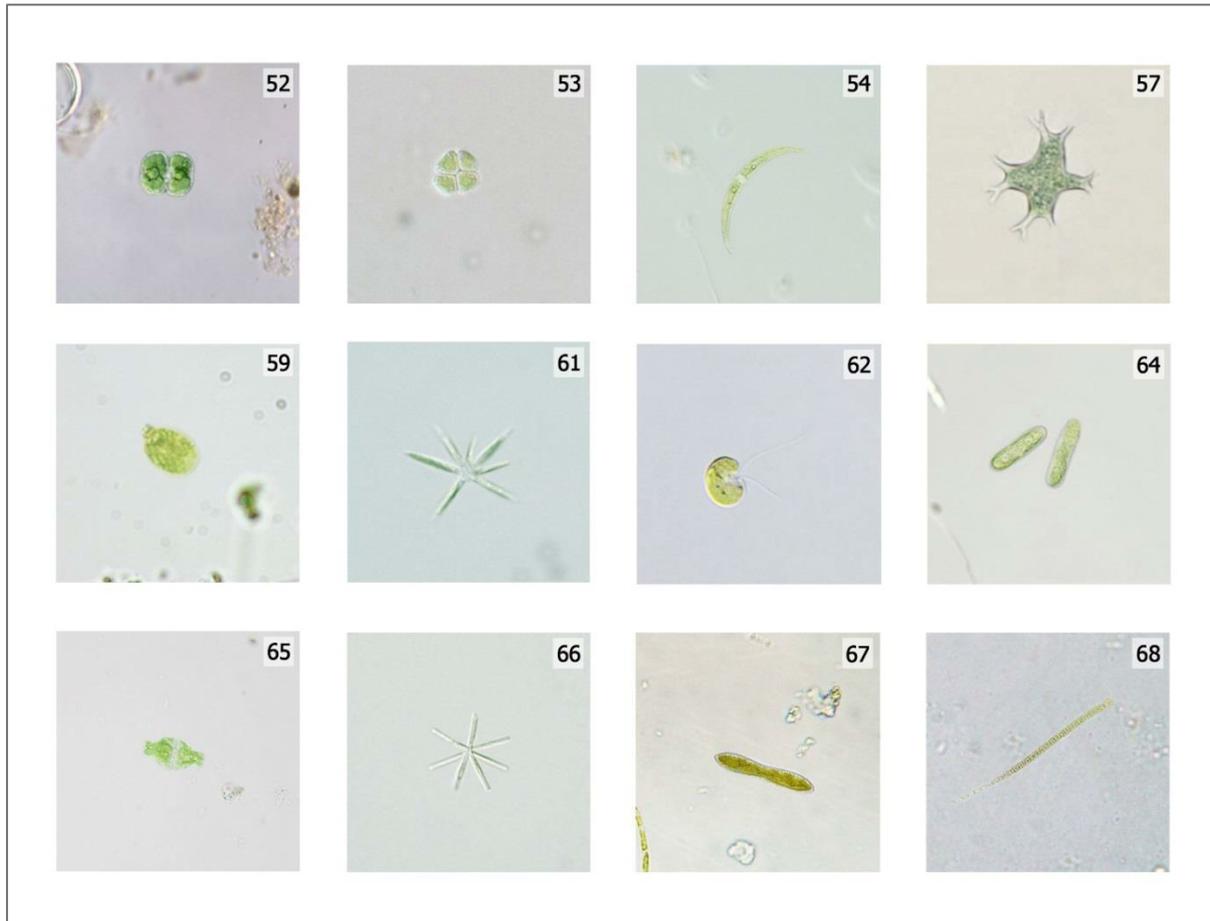


Figure 33 (Suite) :52)*Cosmarium angulosum* ; 53)*Crucigenia tetrapedia* ; 54)*Closterium parvulum* ; 57)*Tetraëdron gracile* ; 59)*Trachelomonas* sp. ; 61)*Actinastrum hantzschii*; 62)*Pyramimonas* sp.;64)*Mesotaenium* sp.; 65)*Euastrum ansatum*; 66)*Asterionella* sp.;67)*Cymatopleura* sp. ;68)*Rivularia* sp.

Tableau 40 : Espèces de phytoplancton retrouvées dans le barrage de Cheffia 2013.

TAXON	CODE	TAXON	CODE
Chlorophyta			
<i>Oocystis marssonii</i> Lemmermann	OOMA	<i>Microcystis</i> sp.	MICROC
<i>Scenedesmus ellipticus</i> Corda	SCEL		
<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berkeley) Komárková-Legnerová	MOGR	Bacillariophyta	
<i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat	SCAC	<i>Nitzschia acicularis</i> (Kützing) W.Smith	NIAC
<i>Crucigenia tetrapedia</i> (Kirchner) Kuntze	CRTE	<i>Navicula lanceolata</i> Ehrenberg	NALA
<i>Oocystis lacustris</i> Chodat	OOLA	<i>Diatoma vulgare</i> Bory	DIVU
<i>Chlamydomonas</i> sp.	CHLAM	<i>Synedra affinis</i> Kützing	SYAF
<i>Kirchneriella lunaris</i> (Kirchner) Möbius	KILU	<i>Synedra ulna</i> (Nitzsch) Ehrenberg	SYUL
<i>Tetraëdron caudatum</i> (Corda) Hansgirg	TECA	<i>Navicula pusilla</i> (Grunow) Krammer	NAVIPU
<i>Scenedesmus abundans</i> (O.Kirchner) Chodat	SCAB	<i>Navicula mutica</i> Kützing	NAMU
<i>Scenedesmus intermedius</i> Chodat	SCIN	<i>Navicula viridula</i> (Kützing) Ehrenberg	NAVI
<i>Didymocystis bicellularis</i> (Chodat) Komárek	DIBI	<i>Cyclotella</i> sp.	CYCLO
<i>Tetraëdron gracile</i> (Reinsch) Hansgirg	TEGR	<i>Pinnularia major</i> (Kützing) Rabenhorst	PIMA
		<i>Asterionella</i> sp.	ASTER
Cyanophyta			
<i>Microcystis aeruginosa</i> Kützing	MIAE	Charophyta	
<i>Oscillatoria</i> sp.	OSCIL	<i>Staurastrum tetracerum</i> Ralfs ex Ralfs	STTE
<i>Pseudanabaena</i> sp.	PSEUD	<i>Cosmarium angulosum</i> Brébisson	COAN
<i>Chroococcus</i> sp.	CHROC	<i>Euastrum ansatum</i> Ehrenberg ex Ralfs	EUAN
<i>Merismopedia</i> sp.	MERISM	<i>Cymatopleura</i> sp.	CYMAT
<i>Lyngbya</i> sp.	LYNGB		
<i>Oscillatoria margaritifera</i> Kützing ex Gomont	OSMA	Dinophyta	
<i>Anabaena</i> sp.	ANAB	<i>Peridinium</i> sp.	PERIDI

Tableau 41 : Espèces de phytoplancton retrouvées dans le barrage de Mexa 2013

TAXON	CODE	TAXON	CODE
Chlorophyta		Bacillariophyta	
<i>Scenedesmusellipticus</i> Corda	SCEL	<i>Nitzschiaaacicularis</i> (Kützing) W.Smith	NIAC
<i>Coelastrummicroporum</i> Nägeli	COMI	<i>Navicula lanceolata</i> Ehrenberg	NALA
<i>Scenedesmusacuminatus</i> (Lagerheim) Chodat	SCAC	<i>Cocconeisplacentula</i> Ehrenberg	COPL
<i>Scenedesmusicornis</i> (Ehrenberg) Chodat	SCEC	<i>Diatomavulgaris</i> Bory	DIVU
<i>Oocystislacustris</i> Chodat	OOLA	<i>Synedraaffinis</i> Kützing	SYAF
<i>Chlamydomonas</i> sp.	CHLAM	<i>Synedra ulna</i> (Nitzsch) Ehrenberg	SYUL
<i>Pediastrum simplex</i> Meyen	PESI	<i>Gomphonemas</i> sp.	GOMPH
<i>Kirchneriellalunaris</i> (Kirchner) Möbius	KILU	<i>Navicula pusilla</i> (Grunow) Krammer	NAVIPU
<i>Selenastrum gracile</i> Reinsch	SEGR	<i>Navicula salinarum</i> Grunow	NASA
<i>Tetraëdronpentaedricum</i> West &G.S.West	TEPE	<i>Navicula mutica</i> Kützing	NAMU
<i>Scenedesmusabundans</i> (O.Kirchner) Chodat	SCAB	<i>Tabellarias</i> sp.	TABEL
<i>Scenedesmusarmatus</i> (Chodat) Chodat	SCAR	<i>Cyclotellasp.</i>	CYCLO
<i>Chlorogoniumelongatum</i> (P.A.Dangeard) Francé	CHEL	<i>Pinnularia major</i> (Kützing) Rabenhorst	PIMA
<i>Brachiomonass</i> sp.	BRACH	<i>Nitzschialacuum</i> Lange-Bertalot	NILA
<i>Actinastrumhantzschii</i> Lagerheim	ACHA		
<i>Pyramimonas</i> sp.	PYRAM		
<i>Botryococcusbraunii</i> Kützing	BOBR	Charophyta	
		<i>Closteriumaciculare</i> T.West	CLAC
Cyanophyta		<i>Cosmariumangulosum</i> Brébisson	COAN
<i>Microcystisaeruginosa</i> Kützing	MIAE	<i>Closteriumparvulum</i> Nägeli	CLPA
<i>Oscillatorias</i> sp.	OSCIL	<i>Mesotaenium</i> sp.	MESOTA
<i>Pseudanabaenas</i> sp.	PSEUD		
<i>Lyngbyas</i> sp.	LYNGB	Euglenophyta	
<i>Oscillatoriamargaritifera</i> Kützing ex Gomont	OSMA	<i>Phacus pleuronectes</i> (O.F.Müller) Nitzsch	PHPL
<i>Spirulina</i> sp.	SPIRU	<i>Lepocincliss</i> sp.	LEPOCI
<i>Anabaenas</i> sp.	ANAB	<i>Trachelomonas</i> sp.	TRACHEL
<i>Microcystis</i> sp.	MICROC	Dinophyta	
<i>Rivularia</i> sp.	RIVUL	<i>Peridinium</i> sp.	PERIDI

La répartition des espèces identifiées dans les phyla correspondants, montrée par la figure 34, indique que les chlorophytes représentent le phylum incluant le plus d'espèces qui ont été identifiées.

Suivi par les Bacillariophytes, les cyanophytes, les Charophytes et finalement les Dicrophytes. Quant aux espèces appartenant aux Eugleuophytes, elles ont été retrouvées uniquement au niveau du barrage de Mexa.

Il faut noter que, malgré les proportions similaires des phyla de la communauté phytoplantonique des deux barrages, il existe une différence importante entre les espèces retrouvées, composants ces phyla (voir tableaux 40 et 41).

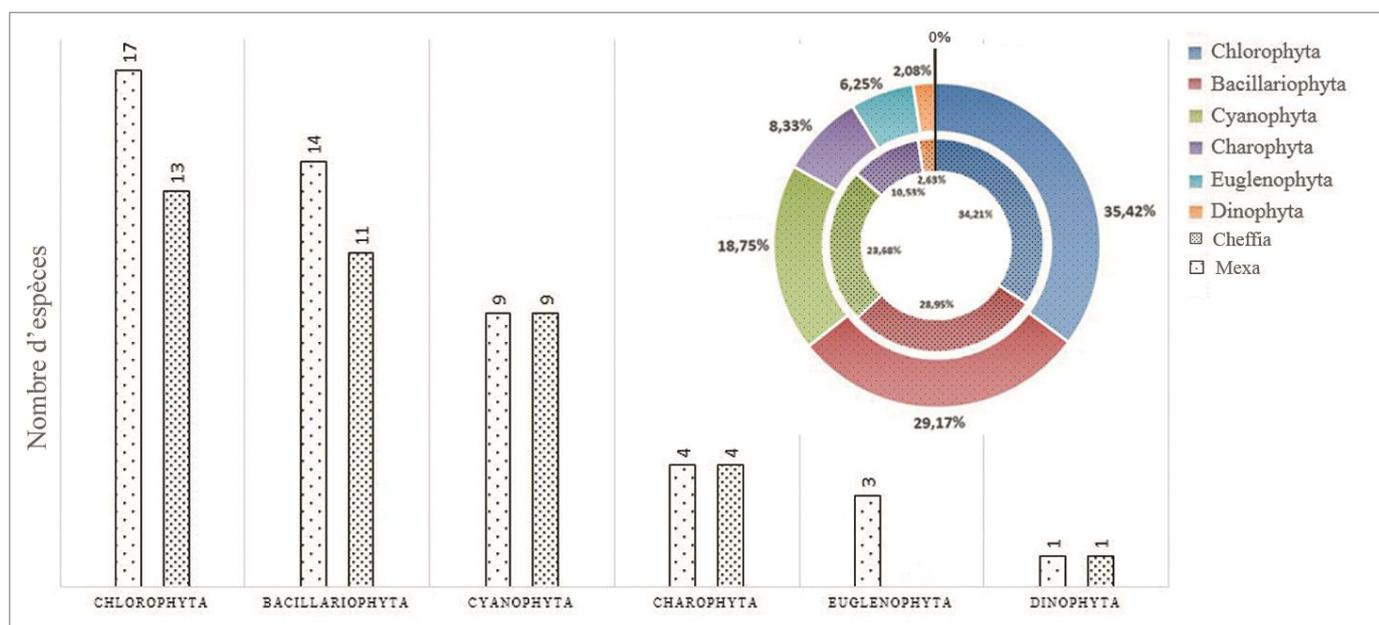


Figure 34 : Composition de la communauté phytoplantonique du barrage Cheffia et Mexa (année 2013).

IV.3 Analyse quantitative du phytoplancton

La variation quantitative mensuelle de la communauté phytoplanctonique dans les deux barrages étudiés, est montrée dans la figure 35, indique une supériorité quantitative de la communauté phytoplanctonique, enregistrée pour le barrage de Mexa par rapport au barrage de Cheffia, durant toute la période d'étude.

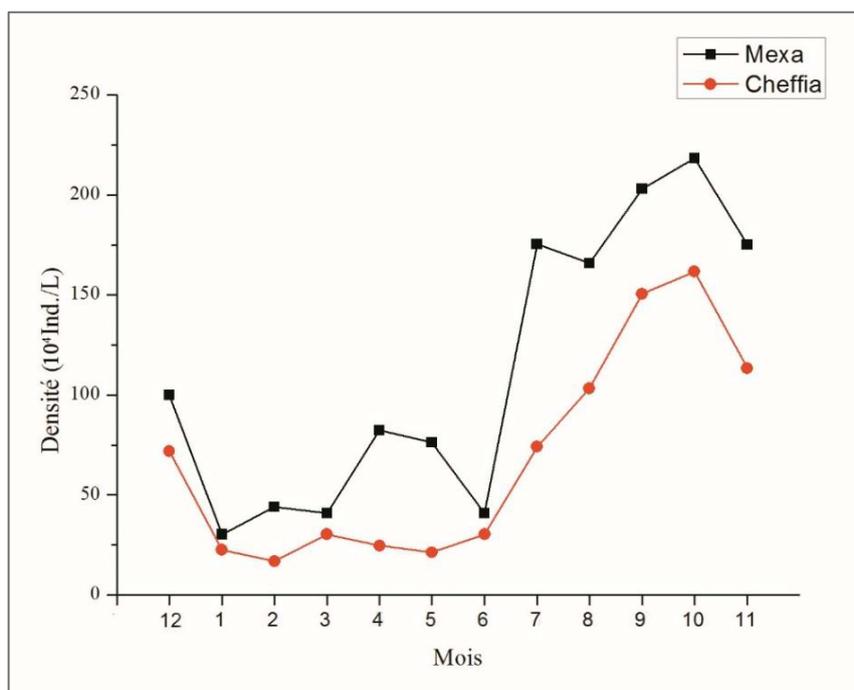


Figure 35 : Variation mensuelle de la densité cellulaire phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013).

Tandis que l'évolution du nombre d'individus par ml à travers les mois de l'année 2013, s'est avérée similaire pour les deux barrages, avec séparation de la période d'étude en deux parties distinctes :

La première allant de janvier à juin ; avec un nombre d'individus par ml, ne dépassant pas $82,4 \times 10^4 \text{ Ind/L}$ et $30,3 \times 10^4 \text{ Ind/L}$ pour le barrage de Mexa et Cheffia respectivement (voir tableau 42 annexe B : 6).

La deuxième période, ces valeurs ont quasiment triplé, allant de juin à novembre, avec un maximum de $161,7 \times 10^4 \text{Ind/L}$ et $218,3 \times 10^4 \text{Ind/L}$, enregistrées dans le barrage de Cheffia et Mexa

IV.4 Etude de la Diversité globale

IV.4.1 Richesse spécifique

L'analyse microscopique des échantillons d'eau, a permis d'établir la liste floristique de la communauté phytoplanctonique dans les deux barrages étudiés. Par la même occasion le nombre d'espèces retrouvées dans chaque échantillon :c'est la définition de la richesse spécifique dont les résultats sont représentés dans la figure 36 ,indiquant une augmentation de la richesse spécifique des eaux des deux barrages au début du printemps où elle atteint un maximum de 36 espèces au mois d'avril pour le barrage de Mexa, et 28 espèces aux mois de mars, mai et juin pour barrage de Cheffia (voir tableau 43 annexe B : 7).

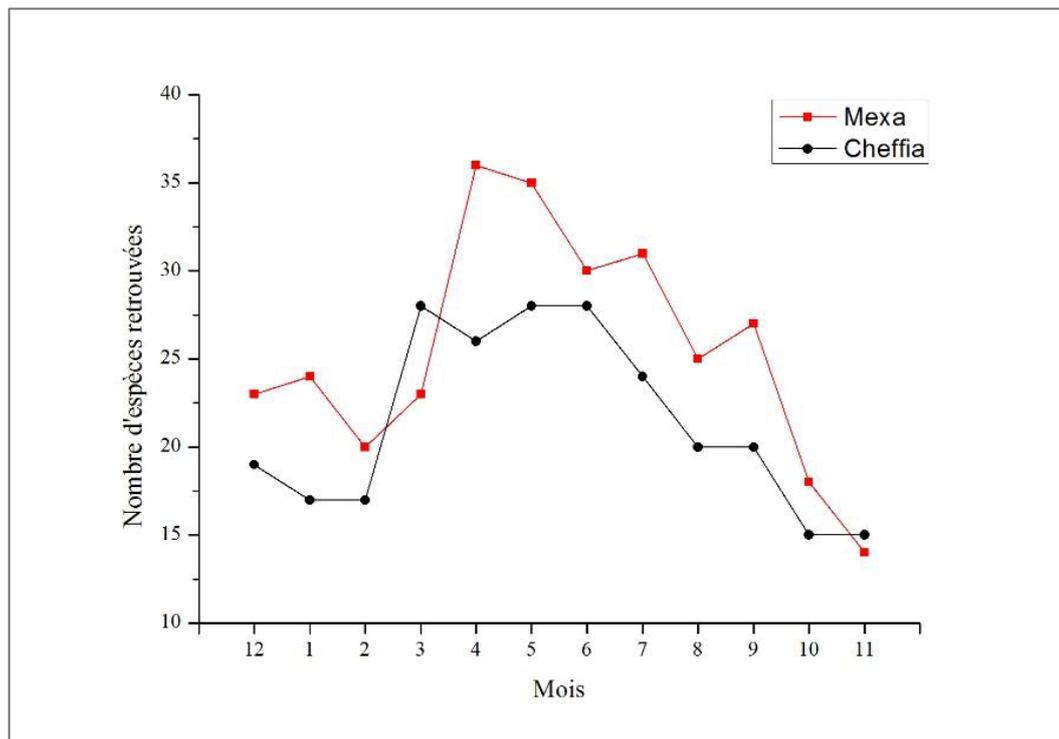


Figure 36 : Richesse spécifique de la communauté phytoplanctonique enregistrée dans les deux barrages étudiés pour les mois de l'année 2013.

Il faut noter que, dans la quasi-totalité des fois où le nombre d'espèces retrouvées dans les échantillons provenant du barrage Mexa, était supérieur à celui prélevé du barrage Cheffia et cela pour les mêmes mois (richesse spécifique : Mexa>Cheffia).

IV.4.2 Fréquence d'occurrence

Le nombre d'échantillons où une espèce donnée, apparaît par rapport à l'ensemble des échantillons récoltés durant la période d'étude, est désigné par le terme "occurrence". Ce rapport détermine le niveau d'intégration, d'une espèce dans un écosystème donné.

Dans notre étude, les espèces de phytoplancton dont leur occurrence dépasse 75% (> 9 fois d'apparition sur 12), sont considérées comme espèces "constante " qui se retrouvent de façon permanente dans les eaux du barrage, elles sont représentées par des rectangles de couleur orange. Alors que, les espèces dont leur occurrence est située entre 50 et 75% sont des espèces "communes" dont les conditions régnantes sur les eaux du barrage, permettent souvent leur survie et croissance.

Ces espèces sont représentées dans la figure suivante par des rectangles de couleur verte. Concernant, les espèces dont l'occurrence est située entre 25% et 50%, sont des espèces dites "occasionnelle" où les facteurs biotiques et abiotiques qu'offre l'eau des barrages ne permettent pas dans la majorité des cas leur croissance voir leur survie, cette catégorie d'espèces est représentée dans la figure par des rectangles bleus.

La dernière catégorie d'espèces, dont leur occurrence est inférieure à 25% (3 fois sur 12),elles sont dites accidentelle, cela est justifié par le fait qu'elles s'adaptent le moins à survivre et à croître dans les eaux du barrage, car leur présence est due au facteur de transport, principalement les eaux du ruissellement, en d'autres termes ils peuvent être qualifié d'allochtone, elles sont représentées par la couleur violette.

Toutes ces catégories d'espèces sont représentées dans les figures 37 et 38 pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement. Et dont les acronymes appliqués à ces espèces sont mentionnés dans le tableau 40 (cf. Chapitre III : IV.2)

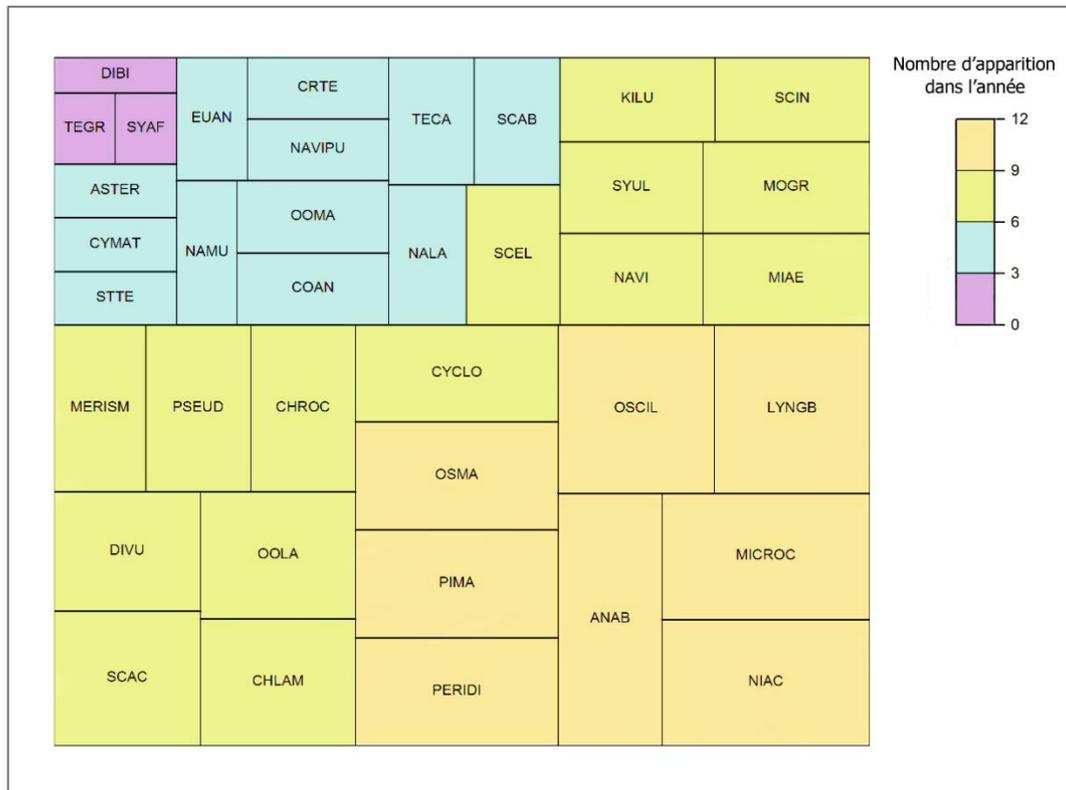


Figure 37 : Treemap représentant l'occurrence des espèces dans le barrage Cheffia (année 2013).

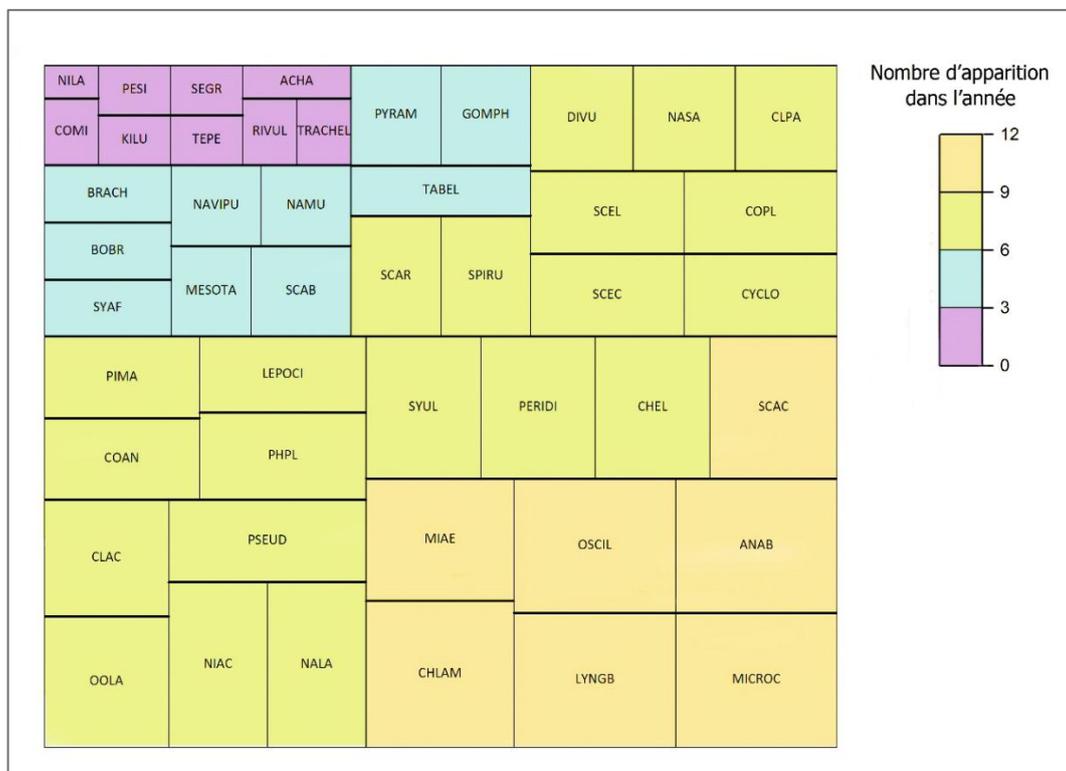


Figure 38 : Treemap représentant l'occurrence des espèces dans le barrage Mexa (année 2013).

Pour le barrage de Cheffia, 8 sur 38 espèces retrouvées (21,05%) avaient une occurrence supérieure à 75%, donc elles sont considérées "constantes", dont la moitié de ces espèces sont des cyanophycées, pour les autres catégories d'espèces qui sont : les communes, occasionnelles et accidentelles, elles avaient les proportions suivantes : 39,47%, 31,57% et 7,9% respectivement.

Pour le barrage de Mexa, 7 sur 47 espèces identifiées (14,89%) avaient une occurrence supérieure à 75% et donc elles sont qualifiées de constantes, dont 71,42% de ces espèces appartiennent aux cyanophycées, suivies par les espèces communes (44,68%), les espèces occasionnelles (21,27%) et les espèces accidentelles (19,14%).

IV.4.3 Indices de diversité

Les valeurs enregistrées de l'indice de Shannon-Weaver (H') pour le barrage de Cheffia, oscillaient considérablement au cours de l'année 2013 (Figure 39), avec des valeurs les plus élevées de 3,34 et 3,97 enregistrées au mois d'avril et mai (voir tableau 44 annexe B :8), traduisant une richesse en espèce phytoplanctonique plus abondante relativement aux autres mois de l'année, avec une répartition relativement équilibrée des individus sur l'ensemble des espèces inventoriées.

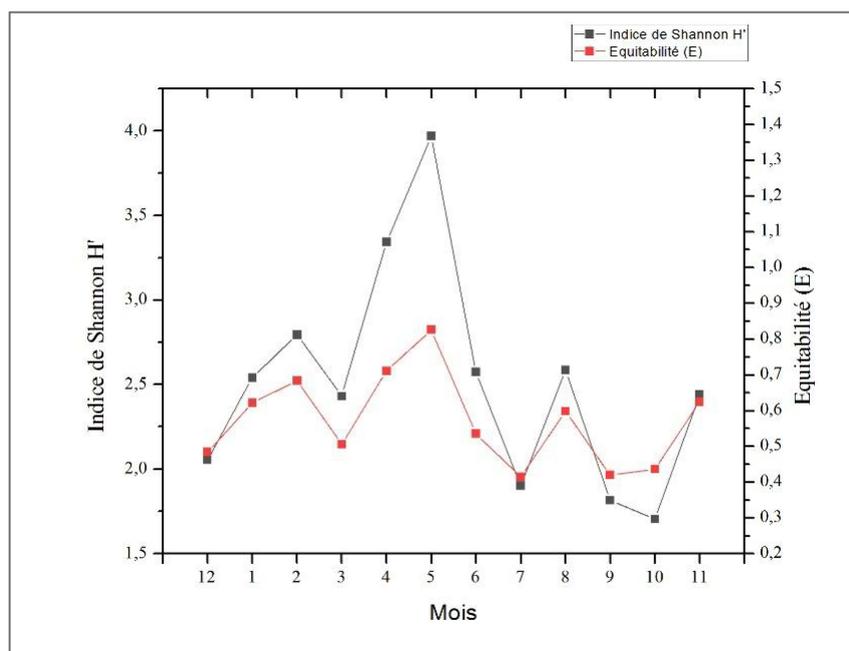


Figure 39 : Indices de Shannon-Weaver (H') et d'équirépartition (E), calculés pour la communauté phytoplanctonique pour les eaux du barrage Cheffia (année 2013).

Cette observation est consolidée par les valeurs de l'indice d'Équitabilité (E), qui sont avérées les plus élevées, durant cette période de l'année (0,71 au mois d'avril et 0,82 au mois de mai).

Alors que ces deux indices (H' et E) connaissent leur minimum au mois de septembre et octobre, indiquant que les individus de phytoplancton observés, ont une tendance à se concentrer sur un nombre réduit d'espèces et que ces dernières sont qualifiées « d'espèces dominantes ».

Même observations, sont notées dans le cas du barrage Mexa ; une répartition la plus équilibrée des espèces est observée durant les mois d'avril, mai et juin, indiquée par des valeurs maximales de H' et de E , durant cette période de l'année (figure 40), alors que en mois de février, juin, septembre et octobre, indiquant la dominance quantitative de quelques espèces par rapport aux autres.

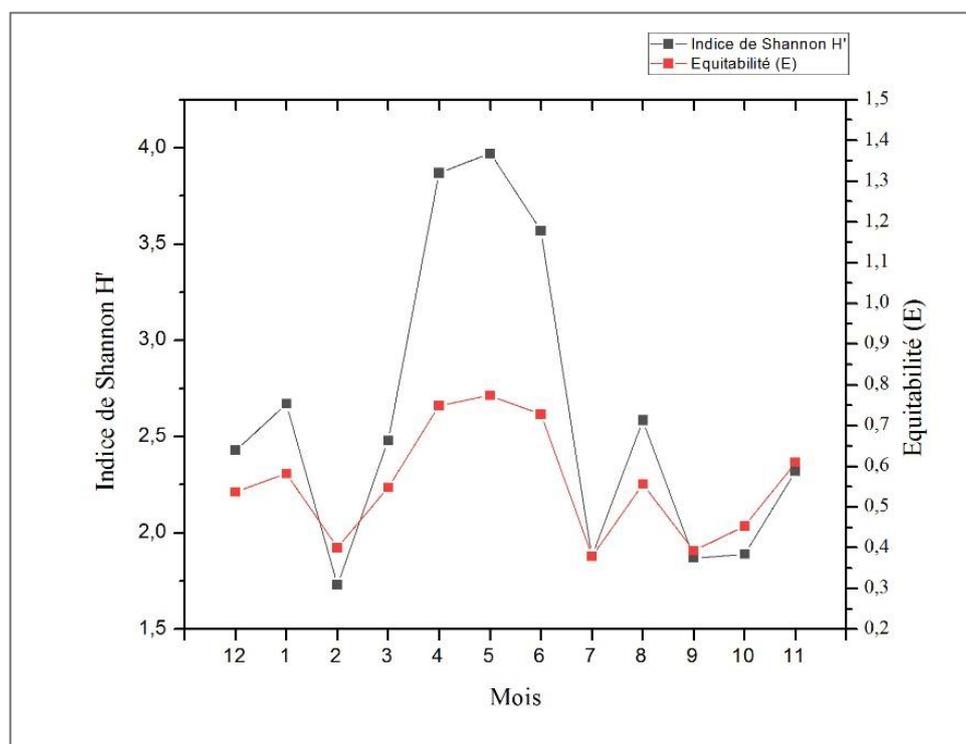


Figure 40 : Indices de Shannon-Weaver (H') et d'équirépartition (E) calculés pour la communauté phytoplanctonique dans les eaux du barrage Mexa (année 2013).

IV.5 Calcul de la biomasse carbonée phytoplanktonique

Les résultats obtenus du calcul mensuel de la biomasse carbonée des différentes espèces identifiées et dénombrées, pour chacun des barrages étudiés, nous a permis de constater ; des valeurs relativement élevées de biomasse carbonée totale durant les mois d'août, septembre et octobre, avec un maximum de 2,010 et 3,85 mg /L pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement. Alors que les valeurs les plus faibles, sont enregistrées au mois de janvier, février et mars, avec un minimum de 0,240 pour le barrage de Cheffia et 1,01 mg/L au mois de février pour le barrage de Mexa (voir tableau 45 annexe B : 9).

Ces résultats, nous ont permis de constater une similitude de l'évolution mensuelle de la biomasse totale entre les 2 barrages (voir figure 41).

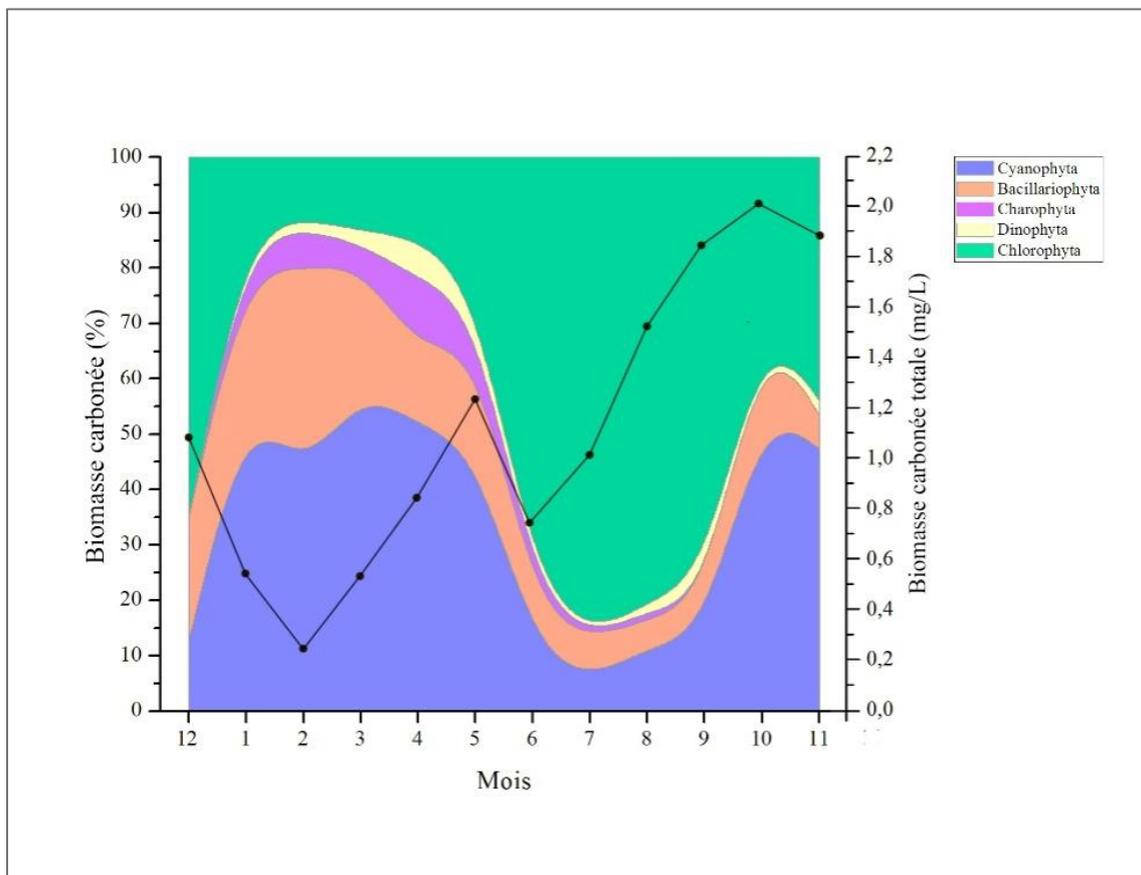


Figure 41 : Evolution mensuelle de la biomasse carbonée du phytoplancton dans le barrage de Cheffia pour l'année 2013.

Cependant, les valeurs enregistrées dans le barrage de Mexa sont supérieures dans la quasi-totalité des fois par rapport à celles enregistrées pour le barrage de Cheffia et cela pour les mêmes mois.

Cette similitude est aussi observée au niveau de la composition phytoplanctonique de la biomasse carbonique totale montrée par la figure 42, avec une forte contribution des espèces chlorophyte à cette biomasse aux mois correspondant à la saison chaude.

Cette contribution s'affaiblit au fur et à mesure en saison froide, à l'inverse pour les espèces cyanophytes qui composent essentiellement la biomasse carbonée totale, dans le premier semestre de l'année et dont leur contribution se fait de plus en plus faible durant le deuxième semestre (alternance entre chlorophycées et cyanophycées), quant aux autres phyla, leur biomasse carbonée est faible par rapport au deux phyla cités ci-dessus, qui s'affaiblit davantage durant le deuxième semestre de l'année.

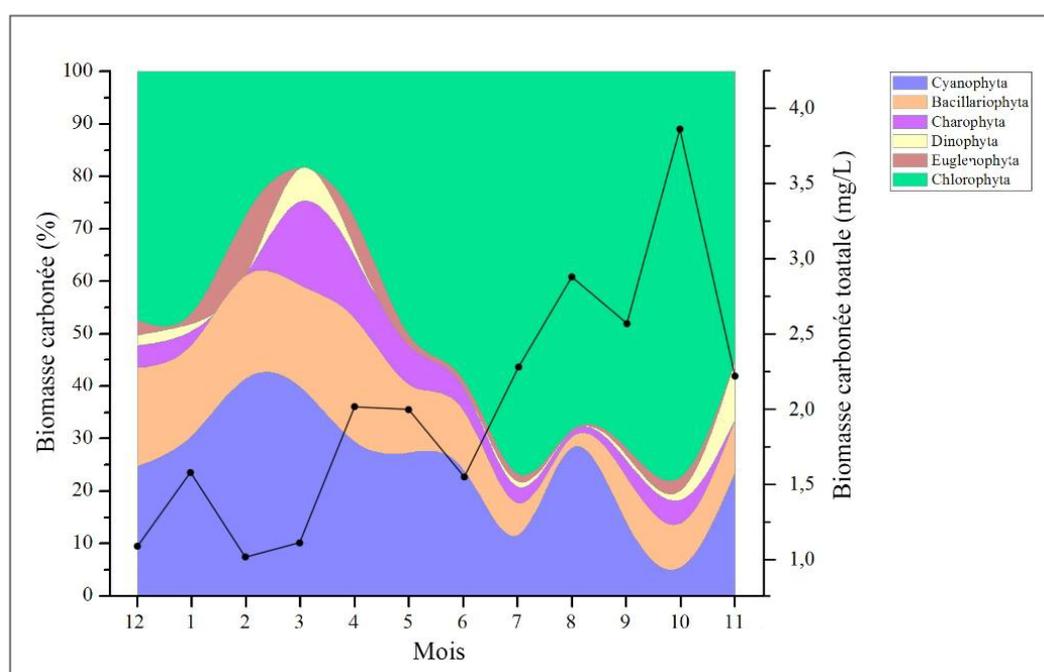


Figure 42: Evolution mensuelle de la biomasse carbonée du phytoplancton dans le barrage de Mexa pour l'année 2013.

La comparaison entre les différents mois de la période d'étude, sur le plan de la biomasse carbonée composée par les différentes classes de phytoplancton, par l'analyse

hiérarchique réalisée par le logiciel SPSS v. 20.0. (IBM Corp, 2011) et illustré par le dendrogramme de la figure 43, nous a permis de faire sortir trois groupes de mois :

- Le premier groupe ; correspond au mois de juin, juillet, août et septembre dont la biomasse carbonée est essentiellement composée d'espèces chlorophytes.
- Le deuxième groupe ; incluant le mois de mars, avril et mai où les espèces cyanophytes contribuent fortement à la composition de la biomasse carbonée.
- Le troisième groupe ; englobe le mois d'octobre et novembre, représentant les mois où les espèces cyanophytes et chlorophytes contribuaient de façon presque égale pour la formation de la biomasse carbonée, avec une absence totale des espèces charophytes.

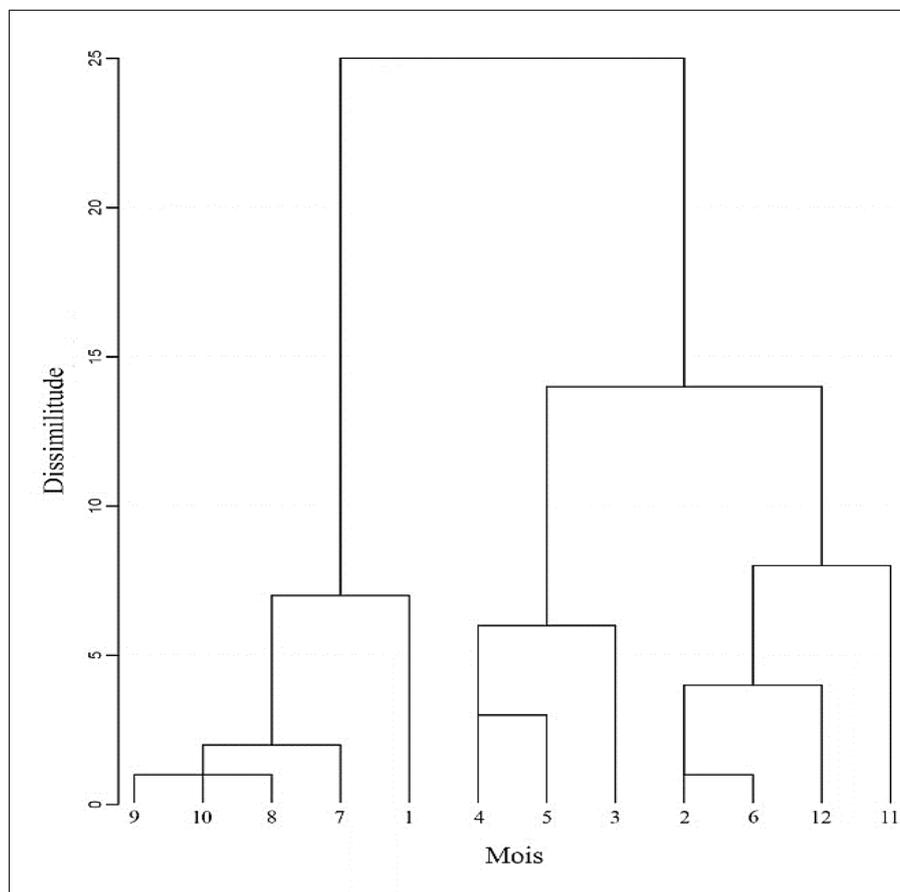


Figure 43 : Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la biomasse carbonée enregistrée pour chaque classe du phytoplancton dans le barrage de Cheffia.

Dans le cas du barrage Mexa, on distingue trois groupes de mois, où la composition de la biomasse carbonée est due à des différents taxons (voir la figure 44) :

-Le premier groupe ; incluant les mois de juin jusqu'à octobre, une période de l'année dont la biomasse carbonée est composée essentiellement des cellules chlorophytes avec la présence d'autres classes qui contribuent de façon moindre.

- Le deuxième groupe ; correspond aux mois de février et avril, où la biomasse est composée essentiellement d'espèces cyanophytes, avec une contribution non négligeable des Bacillariophytes et des Euglenophytes,

- Le dernier groupe ; représente la période de l'année, où les espèces cyanophytes et chlorophytes contribuent avec des proportions presque égales à la biomasse totale, cette période inclut les mois de janvier, mai, novembre et décembre.

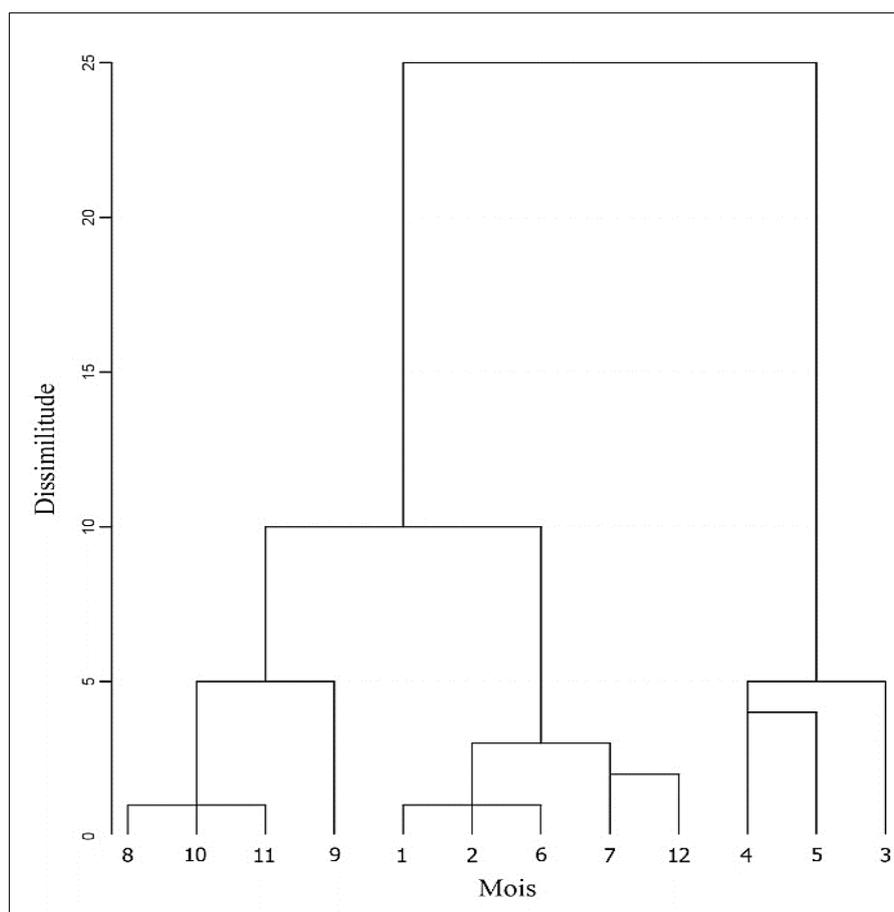


Figure 44: Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la biomasse carbonée enregistrée pour chaque classe du phytoplancton dans le barrage de Mexa.

IV.6 Dosage de la chlorophylle a

Les résultats du dosage de la chlorophylle a, dans les eaux des deux barrages étudiés, sont mentionnés dans le tableau 46 dans l'annexe B : 10, et illustrés dans la figure 45. Montrent des concentrations nettement supérieures en chlorophylle a pour le barrage de Mexa, comparées à celles obtenues pour le barrage de Cheffia, et cela pour le même mois avec des concentrations qui atteignent leurs maximales au mois de septembre (Cheffia : 68,81 mg/L, Mexa : 85,14mg/L).

Tandis qu'au premier semestre les teneurs des eaux en chlorophylle a sont relativement faibles, pour les deux barrages étudiés.

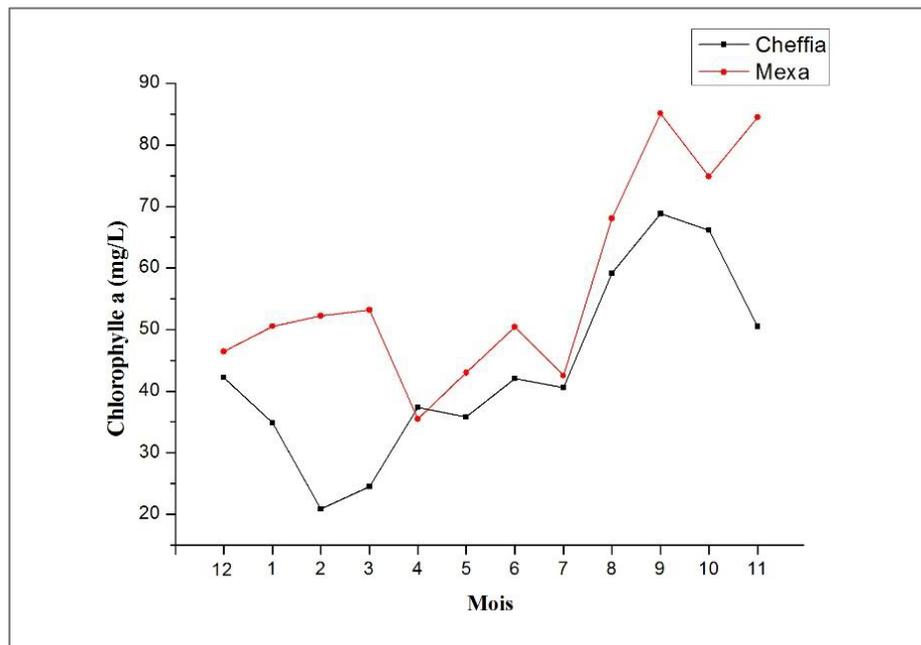


Figure 45 : Variation des concentrations de chlorophylle a de la zone euphotique, dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa pour l'année 2013.

IV.7 Evaluation de l'état trophique des eaux des barrages

L'évolution de la qualité des eaux du barrage Cheffia et Mexa, en se basant sur le calcul de la valeur de l'IPLAC, qui ce dernier met en considération essentiellement la concentration moyenne de la chlorophylle a et le biovolume total spécifique aux espèces "types" (voir

tableau 47), cet indice nous a permis, de classer les eaux des deux barrages étudiés dans la classe "moyen" (état) et cela durant la période végétative de croissance du phytoplancton ($IPLAC_{Mexa}=0,437, IPLAC_{Cheffia}=0,437$).

Tableau 47 : Données utilisées pour le calcul de l'IPLAC pour le barrage de Cheffia et Mexa.

	Cheffia	Mexa
Concentration en Chlorophylle a moyenne ($\mu\text{g/L}$)	55,336	64,2
Profondeur moyenne (m)	18	13,5
Altitude (m)	156	48
Période végétative	de juin jusqu'à octobre	de juin jusqu'à octobre
Espèces considérées pour le calcul de l'IPLAC	<i>Microcystisaeruginosa</i>	<i>Microcystisaeruginosa</i>
	<i>Oocystismarssonii</i>	<i>Oocystismarssonii</i>
	<i>Scenedesmusellipticus</i>	<i>Scenedesmusellipticus</i>
	<i>Nitzschiaacicularis</i>	<i>Nitzschiaacicularis</i>
	<i>Coelastrummicroporum</i>	<i>Coelastrummicroporum</i>
	<i>Navicula lanceolata</i>	<i>Navicula lanceolata</i>
	<i>Monoraphidiumgriffithii</i>	<i>Monoraphidiumgriffithii</i>
	<i>Scenedesmusacuminatus</i>	<i>Scenedesmusacuminatus</i>
	<i>Scenedesmusecornis</i>	<i>Scenedesmusecornis</i>
	<i>Closteriumaciculare</i>	<i>Closteriumaciculare</i>
	<i>Cocconeisplacentula</i>	<i>Cocconeisplacentula</i>
	<i>Crucigeniatetrapedia</i>	<i>Crucigeniatetrapedia</i>
	<i>Oocystislacustris</i>	<i>Oocystislacustris</i>

Tableau 48: Résultats du calcul de l'IPLAC pour les eaux du barrage de Cheffia

<i>moyChloro</i> ($\mu\text{g/L}$)	55,336	MBA_{EQR}	0,025	$MBA_{nEQR}= 0,5912$		$MCS_{nEQR}=0.575$	IPLAC=0.579
<i>refChloro</i>	1,381	<i>Reference EQR</i>	1,000	<i>Reference nEQR</i>	1		
H/G Seuil	2,462	H/G EQR	0,561	H/G nEQR	0,8		
G/M Seuil	4,390	G/M EQR	0,315	G/M nEQR	0,6		
M/P Seuil	7,826	M/P EQR	0,176	M/P nEQR	0,4		
P/B Seuil	13,954	P/B EQR	0,099	P/B nEQR	0,2		

Tableau 49: Résultats du calcul de l'IPLAC pour les eaux du barrage de Mexa

<i>moyChloro</i> ($\mu\text{g/L}$)	64,200	MBA_{EQR}	0,022	$MBA_{nEQR} = \mathbf{0,6214}$		$MCS_{nEQR} = \mathbf{0,460}$	$\mathbf{IPLAC = 0,437}$
<i>refChloro</i>	1,381	<i>Reference EQR</i>	1,000	<i>Reference nEQR</i>	1		
H/G Seuil	2,462	H/G EQR	0,561	H/G nEQR	0,8		
G/M Seuil	4,390	G/M EQR	0,315	G/M nEQR	0,6		
M/P Seuil	7,826	M/P EQR	0,176	M/P nEQR	0,4		
P/B Seuil	13,954	P/B EQR	0,099	P/B nEQR	0,2		

Il faut noter que :

1- La valeur de $IPLAC_{Mexa}$ est située juste au-dessus de la limite supérieure de la classe "médiocre", tandis que la valeur de $IPLAC_{Cheffia}$ est située juste en dessous de la limite inférieure de la classe « bon » de la qualité des eaux selon l'IPLAC.

2- La valeur de $IPLAC_{Cheffia} > IPLAC_{Mexa}$, et selon le tableau 38 (cf. Chapitre III : III.10.3), plus la valeur de l'IPLAC augmente, plus la qualité de l'eau est supérieure, cela indique que la qualité de l'eau du barrage de Cheffia est supérieure à celle retrouvée dans le barrage de Mexa, en se basant sur le critère phytoplanctonique.



V. Discussion

L'évolution mensuelle de la profondeur de la zone euphotique, mesurée par le disque de Secchi, s'est avérée quasi identique dans les eaux des deux barrages étudiés.

Des profondeurs nettement plus importantes durant le deuxième semestre de l'année 2013, en comparaison avec le premier semestre ; cela est dû à une turbidité des eaux assez importante chargées par les matières en suspension, transportées par les eaux du lessivage du bassin versant, causées par une pluviométrie relativement élevée, alors que la présence d'une densité cellulaire phytoplanctonique importante au deuxième semestre, devrait contribuer activement à la réduction de la transparence des eaux.

Lecohuet al (1994), explique l'augmentation de la zone euphotique en période estivale, par la mise en place d'une stratification thermique, qui a pour conséquence la fin de la succession autogénique. Selon Karr en 1991, la connaissance de la composition taxonomique des peuplements, constitue une source d'informations nécessaire. En effet, la composition taxonomique des communautés phytoplanctoniques, permet d'établir de véritables outils de diagnose et d'évaluation de pollution, comme les indices diatomiques (Descy et Coste, 1990).

Les résultats de l'étude qualitative de la population phytoplanctonique des deux barrages, nous ont permis d'identifier au total 62 espèces, dont 24 espèces communes entre les deux barrages, traduisant une similitude de diversité de 38,71% ,justifiée par une similitude de conditions de survie et de croissance du phytoplancton dans les deux barrages, malgré la différence en nombre d'espèces retrouvées ;(Mexa : 48 espèces, Cheffia : 38 espèces). Cette similitude, est observée aussi pour la composition de la communauté phytoplanctonique en phylum, avec un nombre important d'espèces identifiées ; appartenant aux Chlorophycées, et avec un nombre moindre appartenant aux Bacillariophycées puis aux Cyanophycées, Charophycées et enfin aux Dinophycées.

Le nombre relativement élevé d'espèces, identifiées pour le phytoplancton dans les deux barrages d'eau, implique une communauté de phytoplancton plutôt diversifiée, comparée à la faible richesse en espèces des réservoirs d'eau de boisson oligotrophes (Moustaka-Gouni et Nikolaidis, 1992). Une eutrophisation à moyen terme, peut être traduite par la présence du groupe des Dinophycées majoritairement représentés par *Peridinium sp*, cette espèce est considérée comme dominante et constante au niveau de la retenue, d'autre part les

Euglenophycées sont considérées comme des indicateurs d'eaux riches en matières organique, même en nombre réduit (deux espèces) dans le barrage de Mexa, particulièrement lorsqu'elles sont présentes en période estivale (Angelli,1980). Ces résultats ont également été observés par Alaoui et al (2000) dans la retenue El Massira (Maroc).

Tandis que la croissance des microalgues durant le deuxième semestre de l'année 2013, est stimulée activement par la profondeur de la zone euphotique, l'intensité lumineuse et la durée d'ensoleillement journalière, ou l'évolution numérique mensuelle des cellules phytoplanctoniques total dans les deux barrages étudiés s'est avéré similaire, avec des valeurs nettement plus élevées en saison estivale jusqu'à la fin de l'automne.

Le facteur d'ensoleillement pour la prolifération intensive des microalgues, a été déjà signalé par Cogels et al. 1993 et qui d'après ces auteurs, cette prolifération est composée principalement de cyanobactéries dont *Anabaena spiroides*, *Woronichinia sp.* et *Microcystis aeruginosa*, algues typiques des eaux eutrophes.

De nombreux autres auteurs ont essayé d'expliquer la variation saisonnière, qualitative et quantitative de la population phytoplanctonique, que ce soit dans le milieu marin (Margalef ,1984) ; en milieux limniques on retiendra les travaux de Devaux (1976), Sommer et al. (1986), Amblard (1992) ainsi que Kemka et al (2004).

D'après Barroin (1999), le phytoplancton évolue au cours des saisons tant du point de vue quantitatif que qualitatif. Ce sont les variations des facteurs physiques température, lumière, chimiques (nutriments) et biologiques (broutage par le zooplancton très abondant en période productive (été), et leurs combinaison qui déterminent cette évolution. De cette variabilité spatio-temporelle, il en résulte que les assemblages d'espèces dominantes sont celles présentant les caractéristiques biologiques et les préférences écologiques les plus appropriés (Ramade,2005).

Les variations observées dans la structure des assemblages, dépendent grandement des caractéristiques environnementales. Les espèces répondent au travers de leur occurrence et de leur abondance à un gradient physique temporel et nutritionnel , ainsi en saison hivernale, caractérisée par des apports liquides importants entraînent généralement une augmentation de la turbidité des eaux, et une grande instabilité hydrologique limitant ainsi le développement algal. (Barroin, 1999).

Le nombre d'espèces observé dans chaque échantillon collecté (richesse spécifique), était plus élevé dans le cas du barrage de Mexa, par rapport à celui de Cheffia, pour le même mois, avec un nombre plus élevé d'espèces observées, durant les mois constituant la saison printanière. Malgré, les valeurs élevées de densité cellulaire enregistrée en saison estivale et automnale, le nombre d'espèces observé durant cette période de l'année, était le plus faible, cela est expliqué par le fait que la densité élevée de cellules, est due au développement d'un nombre réduit d'espèces, qui ont tendance à dominer la population phytoplanctonique durant le deuxième semestre de l'année.

Alors qu'au printemps la population phytoplanctonique est répartie sur un nombre plus important d'espèces, sans qu'il y ait un phénomène de dominance de quelques taxons sur d'autres. Cette corrélation négative entre la densité cellulaire et la richesse spécifique (Diversité du phytoplancton) a été aussi observée par Baykal et al (2011), au cours de leurs travaux sur les eaux de la rivière Melen en Turkey et qui ont noté des valeurs, les plus faibles de la richesse spécifique coïncidaient avec une efflorescence de l'espèce *Peridinium sp*, ces mêmes constatations sont observées par Tracanna et al. (2006), qui a signalé que les valeurs maximales de la population coïncident avec les valeurs minimales de la diversité ; où la croissance numérique du phytoplancton, est généralement due à la prolifération excessive d'un très petit nombre d'espèces.

D'autres auteurs, expliquent la variation de la richesse spécifique par des facteurs autres que la dominance de certaines espèces, des facteurs tel que le stress chimique anthropogéniques, qui stimulent le développement de plusieurs espèces à la fois, augmentant ainsi la richesse spécifique du site pollué (Wan Maznah et Mansor, 2002; Nather Khan, 1991; Hill et al., 2000), et aussi au soutirage de quantité importante d'eau dans les barrages, provoquant intensément la structure de la communauté phytoplanctonique (Gaedeke et Sommer, 1986; Padisák et al., 1999 ; Naselli-Flores, 1999)

Ce phénomène de dominance de quelques espèces sur d'autres, est confirmé par les résultats du calcul de l'indice de Shannon-weaver, qui ce dernier prenait des valeurs relativement faible durant toute l'année 2013 (particulièrement mois de septembre et octobre) indiquant que les cellules phytoplanctoniques retrouvées dans les eaux des deux barrages, ont tendance à appartenir à un nombre réduit d'espèces (dominance), cette observation et aussi confirmée par le calcul de l'indice d'équitabilité (équipartition), excepté durant les mois correspondant à la fin du printemps et le début de l'été (Avril, Mai et juin), où les valeurs de

ces deux indices, prenaient des taux les plus élevées durant l'année 2013 ($H > 3$ bits/Ind. et $E > 0.8$), indiquant une répartition relativement plus homogène (équilibrée), des cellules phytoplanctoniques sur l'ensemble des espèces retrouvées.

A titre indicatif, Glemarek et Hilley (1981) signalent que des valeurs de $H > 3$, sont le reflet d'un assemblage normal ou équilibré, alors que des valeurs de $H < 1$, correspondent à un assemblage en milieu perturbé, l'état de déséquilibre se situant entre les deux $1 < H < 3$. D'autre part l'indice d'équitabilité E , vient de renforcer l'appréciation de Thomassin (1978) qui considère que des valeurs de $E > 0.8$ caractérisent un peuplement en équilibre.

Pourcher et Salenco (1990), ainsi que Barroin (1999), expliquent le phénomène de prolifération de différentes espèces algales, qu'en début de printemps par le fait de l'augmentation de l'éclairement et l'amorce d'une stratification font que le phytoplancton prolifère, il utilise les nutriments présents en abondance, et n'est guère consommé par le zooplancton. Ce phytoplancton printanier est constitué principalement de chlorophycées et de diatomées.

Pour ce qui est la stabilité de la communauté phytoplanctonique au sein des deux barrages étudiés, le calcul de l'occurrence des espèces (fréquence d'apparition des espèces durant la période d'étude), permet de décrire des espèces considérées comme constantes ; des espèces communes ; des espèces occasionnelles et finalement des espèces accidentelles. Si on admet que, le degré de stabilité structurale d'une communauté phytoplanctonique est évaluée par le taux d'espèces constantes et communes (occurrence $\geq 50\%$) et en excluant les espèces occasionnelles et accidentelle (occurrence $< 50\%$), on déduit que la communauté de microalgues retrouvées dans le barrage de Cheffia, est qualifiée de stable à 60,52 %, alors que pour le barrage de Mexa, le degré de stabilité est de 59,57%, indiquant une similitude du niveau de stabilité de la communauté phytoplanctonique dans les deux barrages.

La moitié des espèces qualifiées de constantes dans le barrage de Cheffia, appartiennent aux cyanobactéries avec l'espèce (accompagnée par son occurrence annuelle) ; *Oscillatoria sp.* (12) ; *Lyngbya sp.* (12) ; *Anabaena sp.* (12) ; *Microcystis sp.* (12) et *Oscillatoria margaritifera* (10), alors que le reste des espèces de cyanophytes, sont avérées de la classe communes, ce qui indique que les conditions offertes par l'écosystème lacustre (Eau du barrage Cheffia), sont favorables au développement des espèces cyanophytes, cette stabilité des espèces cyanobactéries est davantage plus prononcée dans le barrage de Mexa, avec 71,42% des

espèces qualifiées de constantes dans ce barrage ,appartenant aux cyanobactéries avec l'espèce: *Oscillatoria sp.* (12) ;*Lyngbya sp.* (12) ;*Anabaena sp.* (12) ;*Microcystis sp.*(12) et *Microcystis aeruginosa* (10).

Beaucoup de travaux, ont notés une abondance relativement importante d'espèces cyanophytes,notamment en Bulgarie (Stoyneva, 2003), en Hongrie (Padisak et Reynolds, 1998), en Espagne (Hoyos et Comin, 1999), et en Grèce (Moustaka-Gouni, 1993). Cette dominance des cyanophytes, et parfois la formation de fleurs d'eau, sont parmi les symptômes les plus visibles de l'eutrophisation accélérée des lacs et des réservoirs (Moss et al., 1997).

Les cyanobactéries, font partie des peuplements phytoplanctoniques qui colonisent de façon quasi-permanente les eaux des lacs et des barrages. Ce sont des procaryotes photosynthétiques, qui se présentent sous forme de cellules isolées, en amas ou en filaments (Thebault et Lesne, 1995), certaines espèces sont à l'origine des efflorescences toxiques (Bourrelly, 1991; Thebault et Lesne, 1995; Carmichael, 1997; Vezie et al., 1998 Carmichael, 1992 ; Landsberg et al., 2005 ;Zingone et Enevoldsen, 2000) et aussi productrice de mauvais goûts et odeurs, dans les eaux de consommation (Palmer, 1980).

Parmi les espèces identifiées, *M. aeruginosa* est une espèce productrice de toxines bien connues (Schembri et al., 2001;Sivonen et Jones, 1999 ;Chorus et Bartram,1999 ; Lakshmana et al., 2002). Les cyanotoxines, provoquent des intoxications directes chez les animaux et les humains par contact avec les efflorescences ou une intoxication indirecte due à la consommation d'aliments contaminés(Jochimsen et al., 1998 ; Ito et al.,2000).

L'abondance de l'espèce *M. aeruginosa*, est bien documentée dans beaucoup d'écosystèmes d'eaux douces méditerranéennes eutrophes (Cook et al., 2004).Néanmoins, l'abondance relative de certaines espèces de phytoplancton, peut être liées à la qualité de l'eau, qui peuvent être des indicateurs de la pollution de l'eau (Wan Maznah et Mansor, 2002 ; Unuoha et al., 2011) et de la pollution organique (Hynes, 1966 ; Palmer, 1980 ; Sorokin, 1999) par exemple, *Anabaena*, *Microcystis*, *Oscillatoria* et *Nostoc* étaient rares dans le réservoir Mengkuang, mais ont été considérées comme des indicateurs potentiels d'eau toxique et polluée (Kumari et al., 2008).

L'absence de fortes biomasses de Cyanophycées dans certaine période de l'année, pourtant compétitives pour les faibles intensités lumineuses (Codd et Bell, 1985), comme dans les eaux turbides de ces deux barrages, s'explique par le brassage de l'ensemble de la

colonne d'eau, qui peut être considéré comme un facteur de contrôle de la croissance de ces algues (Steinberg, 1983 ; Steinberg et Hartmann, 1988 ; Zohary et Roberts, 1989). Cependant, si les débits deviennent suffisamment faibles, une stratification de la masse d'eau peut apparaître et permettre leur développement. D'autres facteurs comme ceux issus d'activité humaine (activités agricole, élevage de bétail...etc) peuvent influencer la composition taxonomique du phytoplancton, notamment celle des diatomées (Chaib et al., 2011)

La quantification de la biomasse carbonée de chacun des phyla qui compose la communauté phytoplanctonique des deux barrages étudiés, nous a amené à identifier trois périodes principales dans l'année 2013:

- La première période "dominance des chlorophytes " ; correspond aux mois où les espèces chlorophytes constituent, la biomasse carbonée la plus importante par rapport aux autres espèces appartenant à d'autres phyla, notamment les espèces cyanophytes qui contribuent de façon moindre à la biomasse carbonée totale, alors que pour les autres phyla (Bacillariophytes, Charophytes et Dicrophytes), leur contribution est très faible.

-La deuxième période " dominance des Cyanophytes " ; correspond aux mois où les espèces cyanophytes constituent, la part la plus importante de la biomasse carbonée totale, contrairement aux espèces chlorophytes qui possèdent un taux de contribution relativement faible aux Cyanophytes, tandis que les autres phyla continuent à contribuer de façon très faible.

-La troisième période "Absence de dominance " ; est caractérisée par une biomasse carbonée totale, composée de l'ensemble des phylaphytoplanctoniques, de façon plus au moins uniforme. D'après les résultats obtenus par analyse hiérarchique (cluster),évaluant le degré de similitude entre les différents mois de la période d'étude, sur la base de la composition de la biomasse carbonée en phylum, la période " dominance Chlorophytes " s'étale de juin jusqu'à septembre pour le barrage de Cheffia, et de juin jusqu'à octobre pour le barrage de Mexa. La période " dominance Cyanophytes " s'étale de mars à mai pour le barrage de Cheffia et de février à avril pour le barrage de Mexa.

Enfin la période "Absence de dominance" ; coïncidait avec le mois d'octobre et de novembre pour le barrage de Cheffia et aux mois de janvier,mai,novembre, décembre pour le barrage de Mexa.

Ce phénomène d'alternance de dominance entre espèces ; Cyanophytes et Chlorophytes, a été observé aussi par Demir et al. (2014) dans leurs travaux sur le lac Mogan en Turkey, et par Grogga et al. (2012) dans le lac Taabo au Côte d'Ivoire, ces mêmes auteurs rapportent aussi l'augmentation de la biomasse phytoplanctonique totale à partir du mois de Juin, cette alternance de dominance par ces deux classes de phytoplancton, caractérise les milieux pollués riches en substances organiques provenant de leur environnement (Thomas, 2003). Diaz-Pardo et al. (1998) ont signalé aussi qu'une communauté de phytoplancton dominée par des chlorophycées, remplacée par des cyanophycées, présentait de graves signes d'eutrophisation dans un lac subtropical au Mexique.

La structure de la communauté phytoplanctonique, est marquée par un faible nombre d'espèces de bacillariophycées, également notée par CarlBro (1999). Une faible biomasse carbonée d'espèce bacillariophytes venant renforcer l'état eutrophe des eaux du barrage Mexa et Cheffia, car Selon Chrétiennot-Dinet (1998), une présence abondante de Bacillariophycées est indicatrice d'une communauté phytoplanctonique et d'une qualité d'eau en bon état.

La succession de classe de phytoplancton obtenue dans le barrage Mexa et Cheffia, est observée aussi par Aleya et Amblard (1989), qui ont noté une répartition des espèces retrouvées essentiellement, entre la classe des bacillariophycées et des cyanophycées aux mois de mars et avril, tandis qu'en saison estivale et de façon moindre en automne, cette période est caractérisée par le développement massif de diverses chlorophycées, qui ces derniers inclus des espèces à regroupement cellulaire colonial, qui résistent au broutage par le zooplancton, en raison de leur grande taille et de leur enveloppe mucilagineuse (Boyd et Tucker, 1998), cette classe de phytoplancton indique, de bonnes conditions d'intensité lumineuse (Reynolds et al., 2002) et qui caractérise essentiellement le deuxième semestre de l'année.

Les variations saisonnières, dans la structure phytoplanctonique des lacs naturels de climat tempéré, suivent généralement un schéma assez bien connu tel que décrit dans le modèle PEG (Sommer et al. 1986). Ce schéma peut être résumé en quatre périodes-clés : 1) A la fin de l'hiver, les cryptophytes et les diatomées centriques de petite taille, se développent en réponse à la disponibilité en nutriments et à l'augmentation de la lumière et de la température ; 2) Ces petites algues, sont broutées par le zooplancton et la biomasse phytoplanctonique, diminue rapidement à des niveaux très faibles pour arriver à la

phase d'eaux claires à la fin du printemps. Puis, le zooplancton herbivore devient limité en nourriture et ses populations diminuent de façon accélérée en raison de la prédation par les poissons. Dans de telles conditions, le phytoplancton d'été commence à s'accumuler et la succession est très prononcée. Premièrement, les cryptophytes comestibles et les algues vertes non comestibles deviennent dominantes. L'épuisement de l'azote favorise la prolifération des cyanobactéries filamenteuses fixatrices d'azote atmosphérique. Pour finir, la diminution de la lumière et de la température provoquent une diminution de la biomasse algale jusqu'aux valeurs minimales hivernales (Rolland et al., 2009).

Cependant, il est évident que la composition taxonomique de la communauté phytoplanctonique peut être extrêmement variable d'un lac à un autre. D'ailleurs, la variation saisonnière est fortement liée à l'évolution des conditions environnementales, telles que la durée du jour, la quantité et la qualité de lumière, la température, la structure thermique, la disponibilité nutritionnelle, ainsi que certaines interactions biologiques telles que le broutage (*e.g.* par le zooplancton herbivore) et hydrologique (renouvellement des eaux en période d'étiage). Plusieurs études montrent également que les lacs tempérés, présentent des patrons dans les variations de l'abondance et de la composition du phytoplancton, similaires d'une année à une autre. Ces tendances sont également largement reproduites dans des lacs géographiquement éloignés, mais présentant des caractéristiques morphométriques, climatologiques et chimiques comparables. On peut ainsi supposer que les cycles observés dans chacun des lacs, sont influencés par les mêmes facteurs environnementaux (Reynolds, 1984b ; Ouatara et al., 2001)

Dans les latitudes tempérées, le phytoplancton présente des changements significatifs au cours de l'année. Cette variation en termes de composition et d'abondance, est connue comme «succession saisonnière» et a été largement développée dans le modèle PEG (Plankton Ecology Group) par Sommer et al. (1986). Ce modèle est le résultat de plusieurs années de discussion, entre une trentaine d'écologistes planctoniques, il est basé sur la séquence saisonnière en 24 étapes observées dans 24 lacs (Padisák, 2005 ; Rolland, 2009).

Cependant, ce modèle ne semble pas approprié pour tous les lacs. Par exemple, dans les lacs peu profonds, la phase d'eaux claires est rarement observée (Ollrik et al., 1998). Dans les lacs extrêmement eutrophes, les cyanobactéries dominent souvent le

phytoplancton en été (Bartram et al., 1999) mais peuvent cependant, se maintenir tout au long de l'année. Ainsi, chaque type de lac, en combinaison avec les cycles saisonniers et les principales variables environnementales, fournit des scénarii compétitifs permettant à l'espèce la « mieux adaptée » de dominer dans certaines périodes de la succession (Padisák et al., 2003).

Pour la dynamique des populations phytoplanctoniques : aux mois de mars et avril, le phytoplancton est essentiellement composé de Diatomophycées : et de Cyanophycées. La période estivale est caractérisée par le développement de diverses chlorophycées : Enfin, l'automne est marqué par une continuité de la période estivale.

La teneur des eaux du barrage Mexaen chlorophylle a, s'est avérée plus élevée que celle enregistrée dans le barrage de Cheffia pour le même mois, cela est justifié par une densité cellulaire phytoplanctonique plus importante dans le barrage de Mexa, comparée à celle dénombrée au niveau du barrage Cheffia, Etant le principal pigment photosynthétique de toutes les algues photoautotrophes, ce pigment est largement utilisé comme paramètre commode et corrélatif, pour l'estimation de la biomasse et de la productivité du phytoplancton (Reynolds,1984) . D'ailleurs de nombreux travaux, dont celui de Limam en 2003, effectué sur la retenue du barrage Joumine, ont mis en évidence une forte corrélation entre la densité phytoplanctonique et les teneurs en chlorophylle a.

Cette corrélation, notée entre l'importance quantitative de la communauté phytoplanctonique et la concentration des eaux en chlorophylle a , qui est davantage confirmée par l'évolution similaire de ces deux paramètres durant la période d'étude, avec des valeurs nettement plus supérieures au cours du 2^{ème} semestre de l'année 2013. Cependant, Sabour en 2002 rapporte que les maxima de la chlorophylle a, ne coïncident pas toujours avec ceux de la biomasse microalgale et que le rapport chlorophylle a / biomasse, est nettement influencé par les modifications de la composition taxonomique du peuplement phytoplanctonique , par leur état physiologique , leur densité, l'heure de la journée,... etc.

La qualité d'eau des deux barrages étudiés on se basant essentiellement sur le biovolume cellulaire phytoplanctonique, ainsi que sur la teneur des eaux en chlorophylle a, qui est directement liée à la production phytoplanctonique, donc dépend de l'apport en nutriments ; de ce fait, ces paramètres sont utilisés dans de nombreux travaux comme indicateur de

l'état trophique du milieu (Bricker et al.,1999). D'autre part les organismes autotrophes constituant le phytoplancton, réagissent en premier aux modifications physico-chimiques de l'eau, leurs variations quantitatives et qualitatives représentent donc potentiellement un « signal » de détection précoce de l'évolution trophique du biotope. Des espèces indicatrices de différents niveaux nutritifs, ont été identifiées pour les eaux oligotrophes comme pour les eaux eutrophes (Dokulil, 2003). D'après Willén (2000),la connaissance et la structure (composition, abondance et biomasse) ainsi que la fonction (réponse aux conditions environnementales) du phytoplancton est importante, au moment d'évaluer le lien de celui-ci avec l'environnement.

De nombreuses études ont conclu, que la relation entre la diversité et la qualité de l'environnement est complexe (Podani, 1992), et que les changements de diversité peuvent être liés aux changements de la qualité de l'eau, lorsque les diversités de communautés semblables sont comparées (Stevenson, 1984).

Ces deux paramètres (biovolume cellulaire et chlorophylle a), sont intégrés dans la formule de calcul de l'indice IPLAC, cette qualité s'est avérée "moyenne " ,avec une valeur plus élevée de l'indice calculé pour le barrage de Cheffia, traduisant une qualité relativement meilleure à celle du barrage Mexa, justifiée par une densité cellulaire,Biomasse carbonée et des teneurs en chlorophylle a, supérieures dans le barrage de Mexa.

Il faut noter, qu'en plus de l'état de moyenne qualité des eaux des deux barrages, une présence notable de cyanobactéries toxiques a été observée, évoquant les risques sanitaires liés à l'utilisation de leurs eaux.



VI. Conclusion

À l'issue de l'évolution de la transparence de l'eau, la population phytoplanctonique et la concentration en chlorophylle a, ainsi que l'évolution de la qualité d'eau des barrages étudiés, nous ont mené aux conclusions suivantes, avec beaucoup de traits de similitudes, en comparant les deux barrages d'eau ; Cheffia et Mexa, à savoir :

❖ Une évolution temporelle, quasi identique de la profondeur et la zone euphotique enregistrée, fortement influencée par la teneur des eaux en matières en suspensions provenant des eaux de lessivage du bassin versant ;

❖ Une évolution de la densité cellulaire phytoplanctonique, quasi identique avec des valeurs plus élevées, durant le deuxième semestre de l'année 2013, justifiée par une profondeur de la zone euphotique, une intensité lumineuse et une durée d'ensoleillement journalière plus élevée durant cette période de l'année ;

❖ Une évolution quasi identique de la richesse spécifique des espèces phytoplanctoniques, retrouvée dans les eaux des deux barrages ;

❖ Une évolution temporelle des deux paramètres interdépendants : Biomasse carbonée phytoplanctonique totale et les concentrations en chlorophylle a, se sont avérées identiques dans le cas des deux barrages ;

❖ Les espèces qui sont considérées les plus stables et constantes à travers toute la période d'étude, pour les deux barrages étudiés, appartiennent aux cyanophycées, qui sont : *Oscillatoria sp.* , *Lyngbya sp.* , *Anabaena sp.* et *Microcystis sp.* ;

❖ Selon le niveau de contribution des phyla phytoplanctoniques pour former la biomasse carbonée totale, il s'est avéré que la période d'étude, peut être divisée en trois parties principales : (Première partie : dominance des Cyanophytes, deuxième

partie :absence de dominance et troisième partie dominance des chlorophytes), cette succession de phyla s'est avérée quasi identique dans les deux barrages ;

❖ La qualité des eaux des deux barrages, est considérée comme " moyenne" avec une qualité légèrement supérieure des eaux du barrage Cheffia, relativement à celle de Mexa, ainsi que la présence d'espèces Euglenophytes et Dicrophytes, indicatrices d'eau riche en matière organique ;

❖ A part l'évolution temporelle similaire, des paramètres mesurés dans les deux barrages, les valeurs elles-mêmes de ces paramètres, sont toutes plus élevées dans le cas du barrage de Mexa, comparativement à celles enregistrées dans le barrage Cheffia et cela est justifié par le fait que la totalité des paramètres mesurés, et qui sont avérés plus élevés dans le cas du barrage de Mexa, corrèlent négativement avec la qualité des eaux.



Chapitre IV

ÉTUDE DES PARAMÈTRES PHYSICOCHEMIQUES

I. Problématique et objectifs

La qualité des eaux de surface, peut être altérée par l'activité humaine qu'elle soit agricole ou industrielle. Cette détérioration de la qualité des eaux a été évoquée par de nombreuses études dans le monde tel que ; Ouddane et al. (1992) ; Tiwary et Dhar (1994) ; Teixeira et al. (1999) ; Jingsheng et al. (2000); Walling et al.(2001); Lake et al.(2003); Widory et al.(2004); El ghachtoul et al.(2005); Liu et al.(2005); Rao (2006) ; Guillaud et Bouriel (2007); Etchanchu et Probst (1988). En Algérie, différents travaux portant sur la qualité des eaux de surface, et les effets des effluents agricoles, industriels et urbains, sont rapportés ; Belhadj (2007); Guerraiche et al.(2007); Kemmoukh (2008); Boudoukha et Bouguerne (2010); Tiri(2010); Tiri et al.(2014); Belhadj et al. (2011) ; Boudoukha et Boulaarak (2013) ; Bouguerne (2001).

La préservation de la qualité de ces eaux de surface, est un enjeu de plus en plus important en Algérie, comme ailleurs dans le monde, plus particulièrement dans le contexte méditerranéen où les ressources en eau sont limitées, fragiles et menacées. En effet, ces ressources souffrent de la surexploitation (Margat et Vallee, 1999 ; Mutin, 2000) dans un contexte où les réserves diminuent de façon inquiétante face à une consommation accrue par l'augmentation des activités humaines, surtout là où les densités de population sont élevées. D'autre part, la consommation de ces eaux engendre inéluctablement une pollution par le rejet des eaux usées, menaçant directement leur qualité du fait qu'elle soit reconnue d'être très vulnérable.

Ces dernières années, de nombreuses études ont été réalisées sur les eaux de surface, traduisant une préoccupation accrue à l'enjeu socio-économique, qu'est la préservation et le contrôle de la qualité de ces eaux en Algérie, notamment celle retenues par les barrages. Parmi ces études, nous citons : Halimi (2008) dans le bassin versant d'oued Cherf ; Harrat et Achour (2010) dans les deux barrages Mexa et Cheffia ; Merabet (2010), dans le barrage de Beni Haroun ; Harrat et Achour (2011) dans le barrage Zit El-Emba ; Ouahchia et al. (2015) dans le barrage Boukourdane.

Le barrage de Cheffia et de Mexa, sont considérés comme la ressource principale en eau pour la wilaya d'Annaba et d'EL-Taref, utilisés pour fournir de l'eau potable aux habitants de la région, mais aussi à des fins industriels et agricoles. Des études antérieures sur

les eaux de ces deux barrages, ont révélé des concentrations normales d'éléments minéraux, alors qu'une pollution considérable de nature organique a été enregistrée (Handouzi ,2011 ; Harrat, 2007).

Cependant, ces études n'abordaient pas la comparaison des résultats d'analyse aux normes de la qualité des eaux a différents usages, ni l'évaluation de leur état trophique, en plus leur période d'étude ne prenait pas en considération les quatre saisons de l'année. Par ailleurs, la qualité des eaux dans certain cas, est fortement influencée par la saison durant laquelle leur qualité est évaluée. Notamment l'effet de la température, qui peut générer le phénomène de la stratification thermique des eaux profondes, et qui interfère de manière significative avec les composants biotiques et abiotiques de l'eau, créant des gradients complexes, ou conduis simplement à une hétérogénéité accrue de la colonne d'eau (Elçi, 2008 ;Ma et al.,2013).

C'est ainsi, que dans ce troisième chapitre de notre travail, on s'est fixé les objectifs suivants :

- Suivre l'évolution saisonnière des paramètres physicochimiques dans les eaux ;
- Détection de la présence éventuelle d'une stratification thermique dans les eaux ;
- Détermination de l'état trophique des eaux, à l'aide de l'indice de Carlson ;
- Détermination de l'état métabolique des eaux, par la quantification du déficit en oxygène dissous hypolimnétique ;
- Evaluation des risques de l'utilisation des eaux des barrages, comme eaux brutes destinées à être potabilisées ;
- Détermination du faciès chimique des eaux, à l'aide du diagramme de Piper.



II. Données bibliographiques

II.1 Paramètres physicochimiques des eaux de surface

II.1.1 Température

La température de l'eau, joue un rôle important en ce qui concerne la solubilité des sels et des gaz. Les vitesses des réactions chimiques et biochimiques, sont accrues par la température d'un facteur 2 à 3 pour une augmentation de température de 10°C. Dès que l'on augmente la température de l'eau, l'activité métabolique des organismes aquatiques est alors accélérée. La valeur de ce paramètre est influencée par la température ambiante, mais également par d'éventuels rejets d'eaux résiduaires chaudes (Rodier et al., 2009 ; Ghazali et Zaid, 2013).

II.1.2 Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH mesurant l'acidité d'une solution, est défini par l'expression $\text{pH} = -\log H^+$ où (H^+) est l'activité de l'ion hydrogène H^+ dans la solution (Ramade, 1998). Les équilibres physico-chimiques sont conditionnés par le pH. Ce dernier intervient avec d'autres paramètres comme la dureté, l'alcalinité et la température, Habituellement il varie entre 7,2 et 7,6 (Bremond et Vuichard 1973). Cependant, dans certains cas, il peut varier de 4 à 10 en fonction de la nature acide ou basique des terrains traversés. Des pH faibles augmentent le risque de présence de métaux sous une forme ionique plus toxique. Des pH élevés augmentent les concentrations d'ammoniac, toxique pour les poissons (Rodier et al., 2009). Dans le domaine de l'eau, le pH joue un rôle primordial à la fois dans :

- Les propriétés physico-chimiques (acidité, agressivité).
- Les processus biologiques dont certains exigent des limites très étroites de pH.
- L'efficacité et les mécanismes de certains traitements (coagulation, adoucissement, contrôle de la corrosion, chloration).

II.1.3 Conductivité électrique et minéralisation globale

La conductivité, représente l'un des moyens de valider les analyses physico-chimiques de l'eau (voir tableau 50), en effet des contrastes de conductivité mesurés sur un milieu, permettent de mettre en évidence des pollutions, des zones de mélange ou d'infiltration.

La conductivité est également influencée par la température de l'eau, elle est plus importante lorsque la température augmente. Elle sert aussi d'apprécier la quantité de sels dissous dans l'eau, elle est donc corrélable à la minéralisation de celle-ci (voir tableau 51). La conductivité s'exprime en micro Siemens par centimètre ($\mu\text{S}/\text{cm}$) (Ghazali et Zaid, 2013).

La minéralisation globale correspond à la concentration en sels minéraux dissous. Elle est en fonction de la géologie des terrains traversés. D'une façon générale, elle est plus élevée dans les eaux souterraines que dans les eaux superficielles.

Les eaux très minéralisées, du fait de leur teneur en sels dissous, semblent bien contribuer à l'homéostasie de l'homme et surtout de l'enfant ; cependant, elles peuvent poser des problèmes endocriniens très complexes (Sari, 2014)

Tableau 50 : Qualité de l'eau en fonction de la conductivité électrique (Touhari ,2015).

Conductivité électrique (exprimée en $\mu\text{S}/\text{cm}$)	Qualité de l'eau
50 à 400	excellente
400 à 750	bonne qualité
750 à 1500	médiocre mais eau utilisable
> à 1500	minéralisation excessive

Tableau 51 : Relation entre la minéralisation et de la conductivité électrique (Kemmer, 1984)

Conductivité électrique	Taux de minéralisation
$\text{CE} < 100 \mu\text{S} / \text{cm}$	Minéralisation très faible
$100 < \text{C.E} < 200 \mu\text{S} / \text{cm}$	Minéralisation faible
$200 < \text{C.E} < 333 \mu\text{S} / \text{cm}$	Minéralisation moyenne
$333 < \text{C.E} < 666 \mu\text{S} / \text{cm}$	Minéralisation moyenne accentuée
$666 < \text{C.E} < 1000 \mu\text{S} / \text{cm}$	Minéralisation importante
$\text{C.E} > 1000 \mu\text{S}/\text{cm}$	Minéralisation élevée

II.1.4 Chlorure (Cl⁻)

Les chlorures, sont fréquents dans les retenus d'eaux douces à un taux de 10 mg/l à 100 mg/l. Les teneurs en chlorures des eaux de surface sont extrêmement variées. Elles sont principalement liées à la nature des terrains traversés (Rodier et al., 2009). Ainsi, les eaux provenant des régions granitiques, sont pauvres en chlorures, alors que les eaux des régions sédimentaires en contiennent davantage, d'autre part une forte teneur en chlorures peut indiquer une pollution par des eaux usées (Nalco,1983).Le gros inconvénient des chlorures est la saveur désagréable qu'ils confèrent à l'eau à partir de 250 mg/l surtout lorsqu'il s'agit de chlorure de sodium (Sari, 2014).

II.1.5 Sulfate (SO₄²⁻)

Les sulfates, sont des composés naturels des eaux. Ils sont liés aux cations majeurs tels que le calcium, le potassium et le sodium. Ils proviennent de certains minéraux, en particulier du gypse ou apparaissent à partir de l'oxydation des minéraux sulfureux ((Bremond et Vuichard 1973 ;Rodier et al.,2009). Les teneurs en sulfates des eaux naturelles sont variables, de 5 à 200 mg/l. Les eaux usées de nombreuses industries peuvent également contenir des sulfates (Rodier et al.,2009 ; Tardat-Henry et Beaudry, 1984).

Des exemples d'origines anthropiques des sulfates, sont la combustion de charbon et de pétrole, qui entraîne une production importante de sulfures (qu'on retrouve dans les pluies), et l'utilisation d'engrais chimique et de lessive (Ghazali et Zaid, 2013).

II.1.6 Matière en suspension et transparence de l'eau (MES)

La turbidité, est un paramètre organoleptique et une expression des propriétés optiques d'une eau à absorber ou/et à diffuser la lumière. Elle est due à la présence des matières en suspension finement divisées de natures très diverses : matières d'origine minérale (argile, limon, sable...), micro particules, microorganismes (plancton) (CREPA,2007). Leur origine peut être extrêmement variable : érosion des roches, entraînement des matières minérales ou organiques du sol, déversement d'eaux usées domestiques ou industrielles riches en matières en suspension grossières. Les eaux convenablement filtrées et désinfectées ont des turbidités inférieures à 0,5 NTU (Rodier et al., 2009). Une turbidité forte peut permettre

à des micro-organismes de se fixer sur les particules en suspension : la qualité bactériologique d'une eau turbide est donc suspecte) (Ghazali et Zaid, 2013).

II.1.7 Oxygène dissous (OD)

Les concentrations en oxygène dissous, constituent avec les valeurs de pH, l'un des plus importants paramètres de qualité des eaux pour la vie aquatique (Rodier et al., 2009), car il participe à la majorité des processus chimiques et biologiques en milieu aquatique (Ghazali et Zaid, 2013).

Dans les eaux de surface, l'oxygène dissous provient essentiellement de l'atmosphère et de l'activité photosynthétique des algues et des plantes aquatiques. La concentration en oxygène dissous varie de manière journalière et saisonnière, car elle dépend de nombreux facteurs tels que la pression partielle en oxygène de l'atmosphère, la température de l'eau, la salinité, la pénétration de la lumière, l'agitation de l'eau et la disponibilité en nutriments. La concentration dépend également de la vitesse d'appauvrissement du milieu en oxygène par l'activité des organismes aquatiques et les processus d'oxydation et de décomposition de la matière organique présente dans l'eau. Une teneur en oxygène inférieure à 1 mg d'O₂ par litre d'eau, indique un état proche de l'anaérobie. Cet état se produit lorsque les processus d'oxydation des déchets minéraux, de la matière organique et des nutriments consomment plus d'oxygène que celui disponible. Une faible teneur en oxygène dissous, provoque une augmentation de la solubilité des éléments toxiques qui se libèrent des sédiments (Rodier et al., 2009).

II.1.8 Formes d'azote retrouvées dans les eaux de surfaces

L'azote, peut se présenter dans les eaux sous deux formes ; soit organique ou minérale, cette dernière est plus importante dans les eaux naturelles.

La relation qui existe entre chacune de ces formes et les différentes formes d'azote dans le milieu hydrique (CREPA, 2007), sont montrées comme suite :

$$N \text{ total} = N \text{ organique} + N \text{ minéral} \quad (1)$$

$$N \text{ Kjeldahl} = N \text{ organique} + N \text{ NH}_4^+ \quad (2)$$

$$N \text{ minéral} = N \text{ NH}_4^+ + N \text{ NO}_2^- + N \text{ NO}_3^- \quad (3)$$

La relation (2) permet ainsi de déterminer l'azote organique à partir de la mesure de l'azote Kjeldahl et de l'azote ammoniacal.

On a en effet : $N_{\text{organique}} = N_{\text{KJELDAHL}} - N_{\text{NH}_4^+}$ (4)

II.1.8.1 Azote ammoniacal (NH₄⁺)

L'azote ammoniacal, a pour origine la matière organique végétale et animale ; fréquent dans les eaux superficielles. Par oxydation bactérienne l'ammonium se transforme très rapidement en nitrites et nitrates (Bremond et Vuichard, 1973), cette nitrification se fait en aérobie faible.

Il faut noter que, L'ammonium en lui-même n'est pas nuisible, mais lorsque il y'a une augmentation du pH du milieu, il en résulte un gaz soluble dans l'eau et toxique pour la vie aquatique ; c'est l'ammoniac, qui à partir d'une concentration de 0,1 mg NH₃/l, des problèmes peuvent apparaitre (De Villers et al ., 2005).

II.1.8.2 Nitrites (NO₂⁻)

Les nitrites, sont présents soit par oxydation bactérienne de l'ammoniac, soit par réduction des nitrates, ils sont une étape importante dans la métabolisation des composés azotés, Ils ne représentent qu'un stade intermédiaire et sont facilement oxydés en nitrates (par voie chimique et bactérienne).

Les nitrites sont surtout nuisibles pour les jeunes poissons, et témoignent souvent de la présence de matières toxiques (De Villers et al ., 2005), à partir d'une concentration de plus de 3 mg NO₂⁻/l, d'état des eaux est vraiment critique.

II.1.8.3 Nitrates (NO₃⁻)

Les nitrates présents naturellement dans les eaux, proviennent en grande partie de ruissellement des eaux sur le sol constituant le bassin versant (Bremond et Vuichard 1973). Les nitrates présents dans l'eau, peuvent provenir de sources indirectes ou directes (De Villers et al ., 2005). Dans les effluents riches en azote organique (protéines, acides aminés, urée...), Les molécules sont tout d'abord transformées en ammonium (NH₄⁺) qui est ensuite oxydé en nitrites puis en nitrates sous l'action de bactéries nitrifiantes. Ces processus d'oxydation, également appelés «nitrification », sont très sensibles à la présence de substances toxiques

(métaux, pesticides) et aux faibles températures. Les eaux naturelles non polluées contiennent généralement peu de nitrates.

II.1.8.4 Azote KJELDAHL (NK)

L'expression « azote KJELDAHL » trouve son origine dans le nom de celui qui a mis au point la méthode universelle utilisée pour doser les fractions azotées concernées (CREPA, 2007), permet la transformation en ammonium des composés d'origine biologique (protéines, peptides, acides aminés) mais non celle des composés azotés d'origine industrielle (oximes, hydrazine et dérivés, semi-carbazone, etc.), ni des composés oxydés de l'azote tels les nitrates et nitrites (Rodier et al., 2009).

II.1.9 Phosphore total (PT)

Le phosphore est un élément rare dans la biosphère, il est le facteur limitant dans la plupart des écosystèmes. Les phosphates peuvent être d'origine naturelle (produit de décomposition de la matière vivante, lessivage de minéraux) mais, à l'heure actuelle, leurs présences dans les eaux sont plutôt d'origine artificielle (engrais, polyphosphates des formulations détergentes, eaux traités aux phosphates, industrie chimique...) (Bremond et Vuichard, 1973). Une partie du phosphore qui se retrouve dans un lac est assimilée par les plantes aquatiques, alors que le reste se fixe dans les sédiments. La remise en circulation du phosphate des sédiments à la colonne d'eau fait partie du cycle du phosphore, surtout dans les lacs peu profonds, à cause de l'effet du vent. Aussi, en période d'anoxie (manque d'oxygène) ou lorsque les apports externes sont faibles, le relargage du phosphore est la principale source du lac (Corbeil et al., 2007). Le phosphore total comprend non seulement les orthophosphates mais également les polyphosphates et les phosphates organiques. L'eutrophisation peut se manifester à des concentrations relativement basses en phosphates (50 µg P/l) (De Villers et al., 2005).

II.1.10 Dureté totale ou titre hydrotimétrique (TH)

Correspond à la somme des concentrations en cations métalliques, excepté celles des métaux alcalins (Na^+ , K^+) et H^+ . Souvent elle est due à la présence des ions Ca^{2+} et Mg^{2+} dans l'eau, cela tend souvent à réduire la toxicité des métaux. On distingue la dureté carbonatée ou dureté temporaire qui provient des carbonates et bicarbonates et la dureté non carbonatée ou dureté permanente qui provient des sulfates et chlorures (Touhari, 2015). La dureté a un caractère naturel lié au lessivage des terrains traversés.

On note deux types d'eau : Une eau trop douce ; est une eau corrosive, elle attaque les parois des canalisations d'eau et contribue à la dégradation de la qualité de l'eau à la suite de la dissolution de métaux lourds tels que le plomb (Touhari, 2015) et une eau très dure présente des inconvénients d'utilisation, tels que la diminution des propriétés des détergents des lessives, savons et les dépôts de tartre sur les parois des canalisations d'eau (Touhari, 2015).

II.1.11 Calcium (Ca^{+2})

Le calcium est libéré généralement par l'altération des roches, il provient des aluminosilicates, des silicates, des carbonates (calcite et calcite magnésienne) et les sulfates (gypse) (Sari, 2014).

L'eau potable de bonne qualité renferme de 100 à 140 mg/L de calcium (Sari, 2014). Le calcium ne peut en aucun cas poser des problèmes de potabilité, le seul inconvénient domestique lié à une dureté élevée est l'entartrage. Par contre, les eaux douces peuvent entraîner des problèmes de corrosion des canalisations (Sari, 2014).

II.1.12 Magnésium (Mg^{+2})

Éléments indispensables à la vie, jouant un rôle important dans la respiration, leurs origines sont naturelles (dissolution des roches magnésites basaltes, argiles) ou industrielle (industrie de la potasse de cellulose, brasserie). Dans la plupart des cas la dureté de l'eau est due entre autre aux ions de magnésium, qui représente ordinairement le tiers de la dureté totale (Rodier et al., 2009). Le magnésium en excès donne une saveur amère à l'eau (Sari, 2014).

II.1.13 Sodium (Na^{+2})

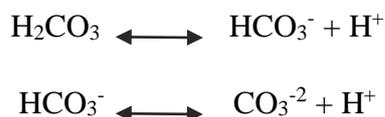
Il peut avoir plusieurs origines ; soit naturelle (mer, terrain salé...), ou industrielle (potasse, industrie pétrolière), ou bien une origine humaine (10 à 15 g Na Cl dans les urines /jour). Les eaux très riches en sodium, qui est un métal alcalin, deviennent saumâtres, prennent un goût désagréable et ne peuvent être consommées (Sari, 2014).

II.1.14 Potassium (K^{+})

Moins répandue dans la nature, mais étroitement rattaché au sodium à tel point, qu'il est rarement analysé comme un constituant à part dans les analyses de l'eau, reconnu comme un métal alcalin qui règle la teneur en eau à l'intérieur des cellules (Sari, 2014).

II.1.15 Carbonates et Bicarbonates (CO_3^{2-} , HCO_3^-)

L'ion Bicarbonate est le principal constituant alcalin de la plupart des eaux courantes. Sa présence dans l'eau est due à l'action combinée du CO_2 de l'atmosphère et des sols sur les minéraux silicatés et de la dissolution des minéraux carbonatés (Sari, 2014). Les carbonates totaux dissous dans les eaux sont liés par des équilibres acide-base à l'acide carbonique :



Aux pH des eaux naturelles (entre 7 et 8), les carbonates sont sous formes HCO_3^- (ion bicarbonate ou hydrogénocarbonate), principalement avec des traces d'acide carbonique (ou de dioxyde carbone) et d'ion carbonate (notamment quand le pH est supérieur à 8,3 – 8,4) (Rodier et al., 2009).

II.1.16 Indice de permanganate (IP)

Le caractère oxydable, qui est évalué grâce à des oxydants tels que le permanganate de potassium (indice permanganate) correspond à l'oxydation des matières organiques par du permanganate de potassium de concentration connue en milieu acide selon un protocole normalisé (10 minutes à ébullition), Exprimé en mg/L d'oxygène, il correspond à une mesure conventionnelle pour évaluer la contamination d'un échantillon d'eau faiblement chargé en matière organique (Rodier et al., 2009).

Les eaux de surface présentent en général une oxydabilité comprise entre 3 et 12 mg/l d' O_2 . C'est une analyse dont la mise en œuvre est simple. Le seul inconvénient de KMnO_4 est qu'il est moins puissant que $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ (Tardat-Henry et Beaudry, 1984).

II.2 Stratification thermique des eaux

II.2.1 Définition

Dans les milieux aquatiques suffisamment profonds, à certaines saisons, l'eau ne se mélange plus de haut en bas et se stratifie par température. L'eau est à son maximum de densité à 4°C et cette eau froide a tendance à rester au fond du lac, tandis que les eaux plus chaudes (ou plus froides) ont tendance à remonter à la surface. Au sein de la masse d'eau, trois couches se font distinguer verticalement comme le montre la figure 46.

1. L'épilimnion ; est la couche de surface la plus chaude, où il y a abondance de lumière et où la productivité biologique est la plus importante. Le vent permet à cette couche de se mélanger, ce qui engendre une homogénéisation de l'oxygène dissous et des autres éléments présents (ex : phosphore...). L'épaisseur de cette couche varie au cours de la saison.

2. Le métalimnion ; est la couche intermédiaire, au sein de laquelle la température varie rapidement avec la profondeur. Elle est plus froide que l'épilimnion et plus chaude que l'hypolimnion. La diminution de la température crée une barrière physique entre les couches d'eau, du fait d'une différence de densité. L'oxygène peut y être encore abondant.

3. L'hypolimnion ; est la couche froide inférieure faiblement éclairée, au sein de laquelle la température varie peu. L'oxygène dissous, introduit lors des brassages saisonniers, est utilisé, entre autre, pour la décomposition de la matière organique. Parfois, l'oxygène disparaît complètement de cette couche d'eau. Ce phénomène est qualifié d'anoxie.

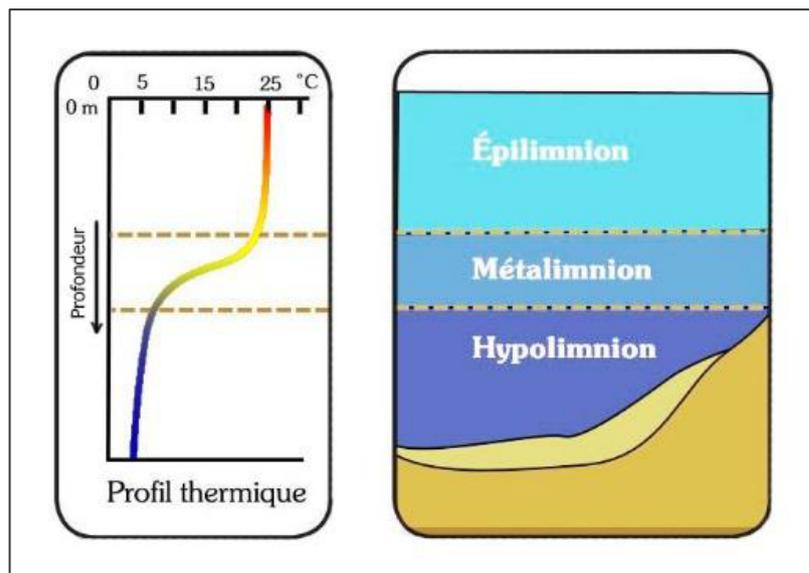


Figure 46 : Schéma général d'une stratification de température dans une eau de surface et profonde.

L'alternance saisonnière, de périodes de stratification thermique et de brassage, a des conséquences importantes sur la vie biologique du lac. En effet, lorsque le brassage débute, les eaux qui remontent sont pauvres en oxygène et riches en nutriments. On peut donc avoir à ce moment-là ; des augmentations soudaines des quantités d'algues planctoniques, et notamment si le lac est pollué une privation d'oxygène, qui peut mettre en danger les

poissons. Un lac qui connaît une seule période de brassage dans l'année, sera qualifié de **monomictique**, alors qu'on le dira **dimictique**, s'il brasse deux fois par an (et stratifie deux fois également)

II.2.2 Effet de la stratification thermique sur les composantes d'une surface d'eau

La stratification verticale liée à la température de l'eau, est un phénomène naturel important se produisant dans les écosystèmes aquatiques, tels que les réservoirs d'eau potable. Elle interfère significativement avec les composants abiotiques et biotiques, créant ainsi des gradients complexes, ou conduisant simplement à une augmentation de l'hétérogénéité de la colonne d'eau (Elçi, 2008 ; Ma et al., 2013). Les caractéristiques de la stratification thermique d'un système particulier ; comme le moment du renouvellement, le début de la stratification, les dimensions verticales des couches et leurs températures respectives, sont des caractéristiques résultant de l'influence de certains facteurs environnementaux prévalent dans la zone géographique où l'écosystème aquatique est situé (Sarmiento, 2012 ; Lewis, 1987).

La stratification thermique, influe également sur le métabolisme et la transformation des nutriments dans les surfaces d'eau, notamment dans les barrages d'eau profonde, et par conséquent sur la croissance des organismes aquatiques (Elçi, 2008 ; Ma et al., 2013).

Le phytoplancton, le zooplancton, les insectes, les poissons et d'autres espèces aquatiques, ont chacune une plage de température de survie et de croissance. Lorsque la température prend des valeurs trop éloignées, au-dessus ou au-dessous de cette plage préférée, le nombre des individus des espèces diminue jusqu'à atteindre finalement des valeurs très faibles, voire leur disparition. L'un de ces organismes d'eau douce est la communauté microbienne, en particulier les bactéries hétérotrophes, qui jouent un rôle essentiel dans le maintien de la fonction et la santé de l'écosystème des barrages d'eau potable, car ils régissent plusieurs types de métabolismes et notamment les voies de conversion d'énergie (Zhang et al., 2013), ainsi que les processus de recyclage des nutriments (Caron, 1994 ; Cole et al., 1988 ; Kirchman, 1994).

Cependant, il est important de noter que les réservoirs d'eau douce, peuvent avoir certaines spécificités par rapport aux lacs naturels, tel qu'un temps de rétention plus court des eaux, les fluctuations du niveau d'eau et les changements importants des teneurs en nutriments, faisant que la communauté d'organismes aquatiques, réagit différemment aux

facteurs biotiques et abiotiques dans le réservoir d'eau, que dans le lac naturel (Simek et al., 2008 ; Lympelopoulou et al., 2011 ; Katsiapi et al., 2011).

D'autre part, la température de l'eau est un facteur important en raison de son influence sur la chimie et l'état trophique des masses d'eau (Yu et al., 2014). La vitesse des réactions chimiques augmente généralement à avec la température, qui à son tour affecte l'activité biologique. Un exemple important des effets de la température sur la chimie de l'eau, et son impact sur la dissolution de l'oxygène.

Actuellement, beaucoup de surfaces d'eau, souffrent d'eutrophisation en raison de facteurs naturels et anthropiques, suscitant de grandes inquiétudes en particulier pour la qualité des approvisionnements en eau potable (Codd, 2000 ; Craun et al., 2002 ; Zaitlin et Watson, 2006).

II.3 Etat trophique des surfaces d'eau

Les lacs ont une durée de vie limitée et, comme les espèces vivantes, ils sont voués à plus ou moins brève échéance à cesser d'exister. Durant la vie d'un lac, sa flore et sa faune évoluent en parallèle avec la diminution de la profondeur moyenne. La raison d'un tel bouleversement, s'explique du fait que la productivité biologique est beaucoup plus(importante en eau peu profonde et également en milieu aqueux riche en matières nutritives. Ainsi, après plusieurs milliers d'années, les lacs deviennent marécageux. Ce phénomène est irréversible. Il existe plusieurs stades de vieillissement , et les principaux facteurs sont ; les conditions du bassin versant, le climat, la géologie et la biologie (Corbeil et al., 2007).Le processus entier s'appelle « eutrophisation » et comprend trois principaux stades (voir tableau 52) :

Tableau 52 : Les trois stades d'eutrophisation des surfaces d'eau (Corbeil et al., 2007).

Niveau	Âge	Description
Oligotrophe	Jeune	Pauvre en éléments nutritifs. Flore réduite. Oxygène dissous dans toute la masse d'eau.
Mésotrophe	Moyen	Enrichissement en matière organique. Déficit relatif en oxygène. Transparence entre 4 et 1 mètre.
Eutrophe	Vieux	Non transparent (<1m). Riche en éléments nutritifs. Déficit fréquent en oxygène. Algues microscopiques et filamenteuses. Prolifération des plantes aquatiques.

Il existe davantage de lacs anormalement vieillis près des communautés humaines, dû à l'apport excessif de substances nutritives (eaux usées, engrais, érosion), ou de l'artificialisation des rives et l'encadrement forestier. De ces substances nutritives, les composés phosphorés et azotés sont généralement considérés comme tenant le rôle-chef dans l'eutrophisation, qui a plusieurs conséquences négatives affectant les eaux de surface sur plusieurs plans (Brown et Simpson, 2001) :

- Proliférations d'algues nuisibles ;
- Réduction de l'oxygène dissous dans le fond du lac ;
- Mort de la faune (poissons..) en raison de la faible teneur en oxygène dissous ;
- Problèmes de goût et d'odeur retrouvés dans l'eau potable ;
- Formation de Trihalométhanes et d'autres sous-produits de désinfection à l'approvisionnement en eau ;
- Coût accru pour le traitement de l'eau potable ;
- Transparence réduite de l'eau ;
- Blocage des tamis de traitement par des amas d'algues ;
- Qualité réduite de la navigation de plaisance, de la pêche et de la natation ;
- Augmentation de la densité des plantes aquatiques dans les zones peu profondes.



III. Matériel et méthodes

III.1 Stratégie d'échantillonnage

Douze campagnes d'échantillonnage, ont été réalisées pour les deux barrages étudiés et qui recouvraient les quatre saisons de l'année 2013 (voir tableau 53)

Tableau 53 : Dates de prélèvement pour l'étude des paramètres physicochimiques dans le barrage Cheffia et Mexa.

	2012		2013									
CHEFFIA	16-déc.	15-janv.	13-févr.	17-mars	15-avr.	15-mai	16-juin	16-juil.	15-août	16-sept.	15-oct.	14-nov.
MEXA	22-déc.	21-janv.	23-févr.	23-mars	20-avr.	21-mai	22-juin	20-juil.	24-août	21-sept.	20-oct.	23-nov.

En ce qui concerne les stations de prélèvement, uniquement une seule station choisie pour chacun des deux barrages étudiés, celui correspondant à la région la plus profonde de ces derniers (la fosse) ; car en limnologie, le point le plus profond du lac sert, de manière standard, de lieu d'échantillonnage des paramètres physicochimiques de l'eau, car les résultats de la collecte y sont davantage représentatifs de l'ensemble du lac (Corbeil et al.,2007).

- Les stations de prélèvement sont représentés dans la figure 47, avec des localisations dont les coordonnées sont : la St C2 ($36^{\circ}37'44''\text{N}/8^{\circ}03'82''\text{E}$) pour le barrage de Cheffia et la St M2 ($36^{\circ}44'73''\text{N}/8^{\circ}23'17''\text{E}$) pour le barrage de Mexa.

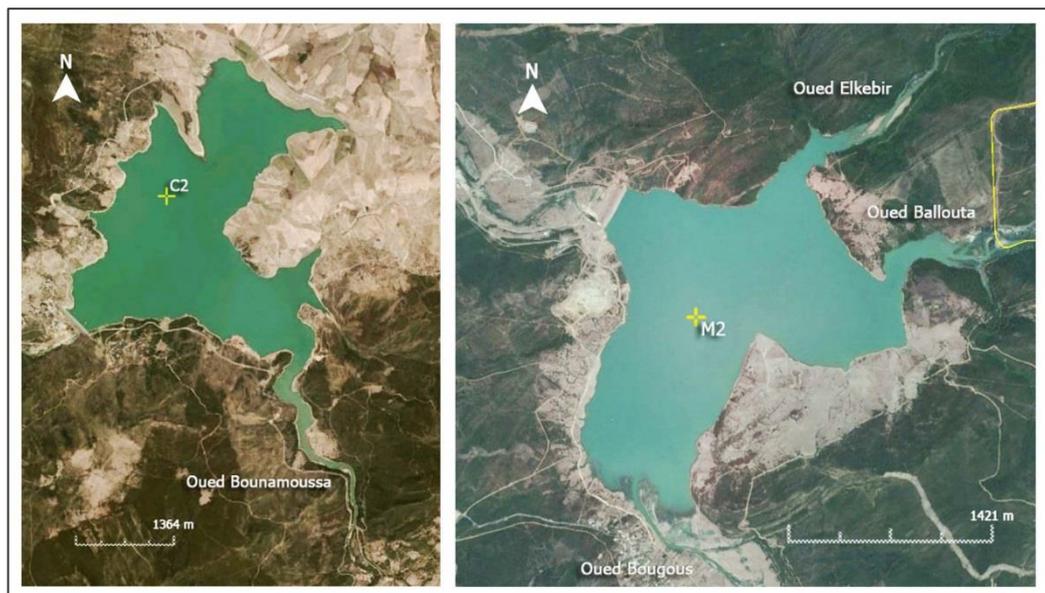


Figure 47 : Station de prélèvement pour l'étude des paramètres physicochimiques dans le barrage Cheffia et Mexa.

III.2 Mode de prélèvement

Deux types de prélèvement sont réalisés :

- Le premier prélèvement est en surface ; les échantillons d'eau, ont été recueillis à environ 0,5 m sous la surface.

Le prélèvement sont effectués par des flacons en polyéthylène d'un volume de 1 L, pré-trempés pendant une nuit dans de l'acide nitrique à 10% (v / v), puis rincés à l'eau distillée, ensuite rincés deux fois avec l'eau à prélever (eau du barrage), avant remplissage avec l'échantillon (Rodier et al., 2009)

- Le deuxième prélèvement s'est fait sur plusieurs profondeurs ; les échantillons d'eau ont été pris à des intervalles de 1 m de la surface jusqu'à une profondeur de 13 m pour le barrage de Cheffia, et 16 m pour le barrage de Mexa. Ce type de prélèvement est réalisé grâce à un système de bouteille lestée qui s'ouvre à distance (cf. Chapitre IV : III.2).

III.3 Conservation et stockage des échantillons

Les échantillons sont conservés dans une glacière à 4°C, transportés au laboratoire et analysés le jour qui suit le prélèvement. La conservation de l'échantillon sera assurée par congélation, nécessaire pour une durée plus longue.

III.4 Analyse physicochimique

Au total 23 paramètres, ont été mesurés directement à partir des échantillons d'eau, ou après transformation des valeurs en utilisant des équations appropriées, quelques-uns des paramètres sont mesurés *In situ*, alors que d'autres sont dosés au laboratoire, le tableau 54 résume le mode de prélèvement, et la méthode par laquelle les analyses sont effectuées pour chacun des paramètres physicochimiques mesurés. Les protocoles suivis pour la mesure de ces paramètres sont détaillés dans l'annexe C : 4.

Tableau 54 : Mode de prélèvement et la méthode des analyses des différents paramètres physicochimiques.

Paramètre	Unité	Mode de prélèv.	Méthode d'analyse	Référence
Température (Temp)	°C	P	Multiparmètre de terrain WTW 197-S	Rodier et al., 2009
pH	/	P	Multiparmètre de terrain WTW 197-S	NF T 90-008 (Février 2001)
Conductivité électrique (CE)	µs/cm	P	Multiparmètre de terrain WTW 197-S avec correction en fonction de la température de l'eau	NF EN 27888 (Janvier 1994)
Minéralisation totale/Teneur en sels dissous (MT)	mg/l	P	Méthode mathématique de conversion de la conductivité électrique	NF T90-111 (Septembre 1975)
Matière organique oxydable (IP)	mg O ₂ /l	P	Méthode titrimétrique au permanganate en milieu acide et après chauffage	NF EN ISO 8467 (juillet 1995)/T90-050
Oxygène dissout (OD)	mg/l	P	Méthode électrochimique : (Multiparmètre de terrain WTW 197-S étalonné par la méthode de Winkler modifié	NF EN 25814 (mars 1993); NF EN 25813 (mars 1993)
Oxygène dissout de saturation (ODs)	mg/l	P	Formule mathématique en fonction de la température et la salinité de l'eau	Aminot et Chaussapied (1983)
Profondeur Secchi (PS)	m	/	Disque de Secchi	Aas et al., 2014; (2011)
Azote total (TN)	mg/l	S	Addition de l'azote Kjeldahl avec les ions NO ₂ ⁻ et NO ₃ ⁻	Rodier et al., 2009
Phosphore total (TP)	mg/l	S	méthode spectrophotométrique au molybdate d'ammonium après filtration et minéralisation de l'échantillon	NF EN ISO 6878 (avril 2005)
NO ₂ ⁻	mg/l	S	Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire	NFT EN 26777 (mai 1993)
Azote Kjeldahl (NK)	mg/l	S	Méthode après minéralisation au sélénium	ISO 5663-1984
Cl ⁻	mg/l	S	Méthode de Mohr: Titrage au nitrate d'argent avec du chromate de potassium comme indicateur	ISO 9297 :1984
SO ₄ ²⁻	mg/l	S	Méthode gravimétrique par précipitation des sulfates à l'état de sulfate de baryum	NFT 90-009 (septembre 1986)
HCO ₃ ⁻	mg/l	S	Méthode acidimétrique	NF EN ISO 9963-1 (février 1996)
Mg ²⁺	mg/l	S	Soustraction: TH - Ca ²⁺	Rodier et al.(2009)
NO ₃ ⁻	mg/l	S	Méthode spectrométrique au dimethyl-2,6 phénol	ISO 7890/1-1986
Na ⁺	mg/l	S	Méthode par spectrométrie d'absorption d'émission de flamme	ISO 9964-3:1993
K ⁺	mg/l	S	Méthode par spectrométrie d'absorption d'émission de flamme	ISO 9964-3:1993
Ca ²⁺	mg/l	S	Méthode titrimétrique à l'EDTA	ISO 6058 :1984
CO ₃ ²⁻	mg/l	S	Méthode titrimétrique	NF EN ISO 9963-1 (février 1996)
Titre hydrotimétrique/Dureté (TH)	°H	S	Méthode titrimétrique à l'EDTA	NF T90-003 (août 1984)

P : Prélèvement sur plusieurs profondeurs

S : Prélèvement spontané

III.5 Evaluation de l'état métabolique des eaux de barrage

Le déficit en oxygène hypolimnétique (DOH), reconnu comme une représentation quantitative de l'appauvrissement en oxygène, permet d'évaluer l'état métabolique du réservoir d'eau c'est-à-dire le taux de consommation de l'oxygène dissous, par l'activité biologique des organismes qui s'y trouvent. Ce déficit est représenté par la figure 48, avec une zone jaune délimitée par la limite supérieure de l'hypolimnion et le profil de concentration établi entre les valeurs de l'oxygène dissous et les valeurs de l'oxygène de saturation qui les correspondent (Barbe et al., 2003). Ce montant est calculé pour les quatre saisons de l'année 2013, comme suit :

$$\text{DOH (mg.l}^{-1}\text{.m}^{-1}\text{)} = \text{aire ABCD} / H$$

H : Hauteur de la zone hypolimnétique en mètre

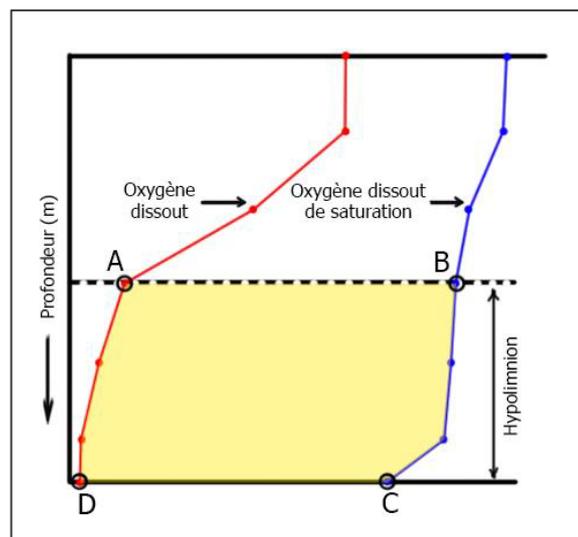


Figure 48 : Représentation schématique du déficit en oxygène dissous dans une retenue d'eau (Barbe et al., 2003).

III.6 Détermination du faciès chimiques

Les résultats d'analyses hydrochimiques, sont représentés par de nombreux et différents diagrammes, qui permettent ainsi de tirer des informations particulièrement intéressantes.

La spécificité de ces diagramme est de rendre simple et directe l'interprétation d'analyses riches et difficiles à expliquer. Le diagramme de Piper en fait partie.

Ce dernier, utilise les éléments majeurs pour représenter les différents faciès des eaux souterraines. Il s'agit d'une approche descriptive et comparée, qui permet de représenter sur un même graphique un grand nombre de stations de suivi, autorisant des regroupements par famille présentant des faciès similaires. Le diagramme de Piper, permet une représentation des anions et des cations sur deux triangles spécifiques, dont les côtés témoignent des teneurs relatives en chacun des ions majeurs, par rapport au total de ces ions (cations pour le triangle de gauche, anions pour le triangle de droite). La position relative d'un résultat analytique sur chacun de ces deux triangles, permet de préciser en premier lieu la dominance anionique et cationique. A ces deux triangles, est associé un losange sur lequel est reportée l'intersection des deux lignes, issues des points identifiés sur chaque triangle (voir figure 49). Ce point d'intersection représente l'analyse globale de l'échantillon, sa position relative permet de préciser le faciès de l'eau concernée (Back et Haushaw, 1965).

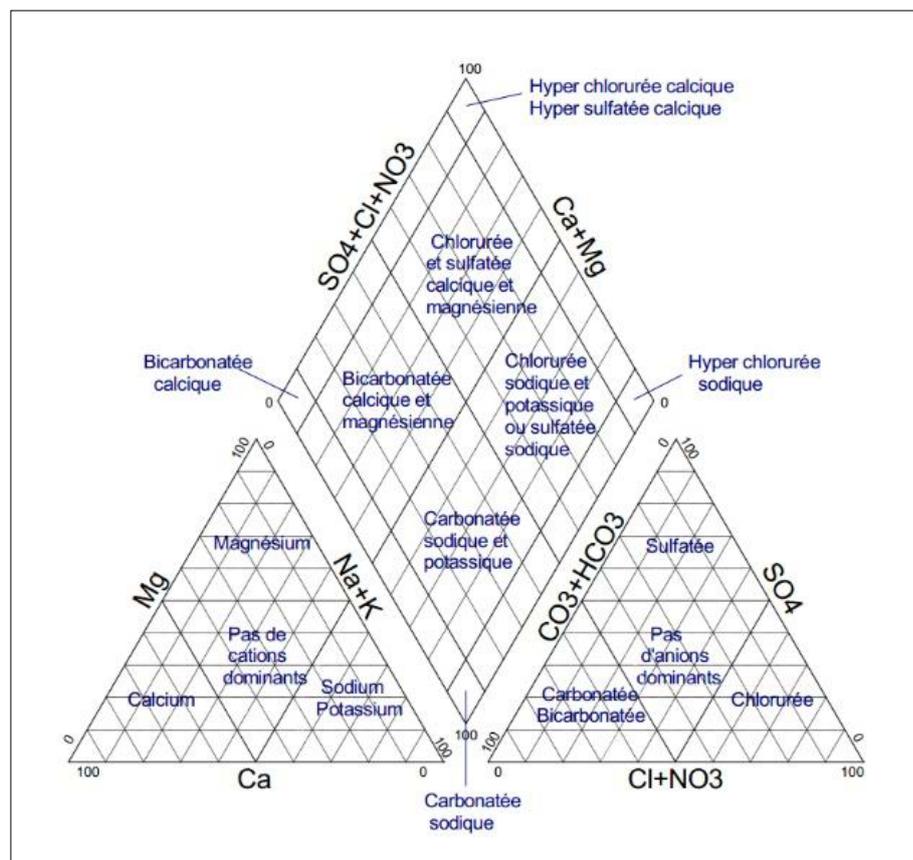


Figure 49 : Guide de lecture du diagramme de Piper (Back et Haushaw, 1965)

Pour comparer des groupes d'échantillons entre eux, et préciser les types de cations et anions dominants, ou bien l'étude de l'évolution des faciès des eaux dans le cas où la minéralisation augmente, Le diagramme de Piper est très spécifique à ce genre d'analyse (Touhari, 2015). Dans notre travail le diagramme est réalisé par le logiciel Origin v.2018 (Origin Lab Corporation, 2018).

III.7 Evaluation de la qualité des eaux de barrage

L'évaluation de la qualité des eaux des deux barrages étudiés, s'est basée sur le calcul de deux indices, à savoir ; l'indice trophique de Carlson (TSI) et l'indice de qualité des eaux (IQE) du Conseil canadien du ministère de l'environnement (CCME).

III.7.1 Indice de l'état trophique (TSI)

L'évaluation de l'état trophique des eaux des deux barrages étudiés, a été réalisée sur la base de l'indices d'état trophique (*Trophic state index* : TSI) en utilisant une transformation logarithmique des valeurs moyennes des variables, à savoir la concentration en chlorophylle a, la profondeur Secchi et le phosphore total (Carlson, 1977) ainsi que l'azote total, selon la modification de Kratzer et Brezonik (1981).

Les équations sont les suivantes :

$$\text{TSI (TN)} = 54,45 + 14,43 \ln (\text{TN})$$

$$\text{TSI (TP)} = 4,15 + 14,42 \ln (\text{TP})$$

$$\text{TSI (SD)} = 60 - 14,42 \ln (\text{SD})$$

$$\text{TSI (Chl-a)} = 30,6 + 9,81 \ln (\text{Chl-a})$$

Les valeurs des différents TSI ainsi calculées, sont alors comparées aux valeurs limites déterminant les différents niveaux de l'état trophique des eaux de surface naturelle (voir tableau 55).

Tableau 55 : Système d'évaluation de l'état trophique selon l'indice d'état trophique (TSI) de Carlson (Carlson et Simpson, 1996).

Valeur du TSI	PS (m)	TP (μ g/l)	Chl-a (μ g/l)	Les attributs
<30	>8	<6	<0.94	Oligotrophie : Eau claire, oxygène dans toute l'année dans l'hypolimnion.
30– 40	8 – 4	6 –12	0.94 – 2.6	L'hypolimnion des lacs peu profonds peuvent devenir anoxique.
40– 50	4 – 2	12– 24	2.6 – 6.4	Mésotrophie : Eau modérément claire mais augmentation de la probabilité d'anoxie hypolimnétique en été.
50– 60	2 – 1	24– 48	6.4 – 20	Eutrophie : Hypolimnion anoxique, problèmes de macrophytes possibles.
60– 70	0.5	48– 96	20 –56	Dominance des algues cyanophytes, formation des écumes algales et des problèmes de macrophytes.
70– 80	0.25 – 0.5	96– 192	56 –154	Hypereutrophie : Eau trouble, population algale dense et macrophytes.
>80	<0.25	192– 384	>154	Écumes d'algues, quelques macrophytes.

A part l'utilisation des indices TSI pour classer les eaux selon leur état trophique, la comparaison des valeurs de ces différents TSI calculés, permet de faire ressortir des informations supplémentaires, quant aux facteurs régnants sur la surface d'eau en question. La signification des résultats de comparaison entre les différents TSI est résumée dans le tableau 56.

Tableau 56: Signification de la relation entre les différents TSI (Carlson et Simpson, 1996).

Relation entre les variables TSI	Signification
$TSI(Chl) = TSI(TP) = TSI(SD)$	Les algues dominant l'atténuation de la lumière (TN/TP ~ 33:1)
$TSI(Chl) > TSI(SD)$	Les grosses particules, telles que les flocons d'Aphanizomenon dominant
$TSI(TP) = TSI(SD) > TSI(Chl)$	Les particules non algales ou la couleur, dominant l'atténuation de la lumière
$TSI(SD) = TSI(Chl) > TSI(TP)$	Le phosphore limite la biomasse algale (TN / TP>33 : 1)
$TSI(TP) > TSI(Chl) = TSI(SD)$	Les algues dominant l'atténuation de la lumière, mais certains facteurs comme la limitation de l'azote, le broutage par le zooplancton ou des substances toxiques limitent la biomasse algale.

Carlson (1992), présente une autre façon d'interpréter les écarts obtenus entre les différents indices trophiques. Si les deux écarts. Ces écarts sont simultanément reportés sur un seul graphique (voir figure 50).

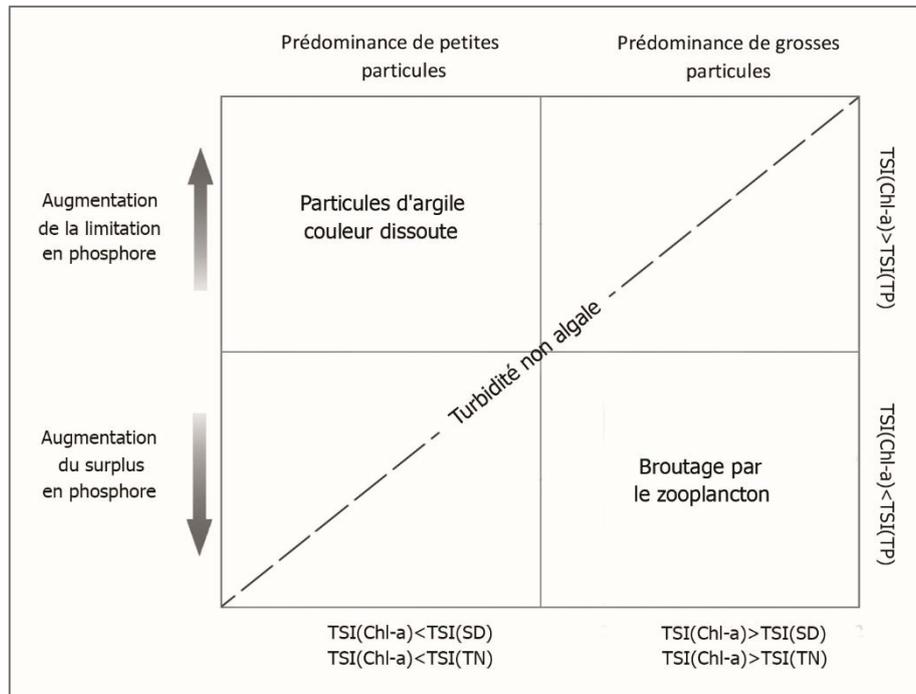


Figure 50 : Explications possibles des déviations des équations des indices d'état trophique. (Carlson, 1992).

III.7.2 Evaluation de la qualité des eaux des barrages à des fins de potabilisation

L'évaluation de la qualité des eaux brutes des deux barrages étudiés à des fins de potabilisation, est réalisée par l'utilisation de l'indice de qualité des eaux (IQE), sur la base des normes Algériennes des eaux de surface destinées à la potabilité de l'eau (JORA, 2011).

L'IQE est un outil pratique, qui permet de faire la synthèse de données complexes sur la qualité de l'eau et facilite la présentation de ces données au grand public. L'indice de qualité des eaux du CCME est fondé sur une formule mise au point par le ministère de l'Environnement, des Terres et des Parcs de la Colombie-Britannique et modifié par le ministère de l'Environnement de l'Alberta. L'indice est fondé sur la combinaison de trois facteurs:

1. Le nombre de variables non conformes aux objectifs (étendue) ;
2. La fréquence à laquelle les objectifs ne sont pas respectés (fréquence) ;
3. L'écart entre les mesures non conformes et les objectifs correspondants (amplitude).

L'indice produit une valeur qui se situe entre 0 (qualité de l'eau la plus mauvaise) et 100 (qualité de l'eau la meilleure). On a en outre divisé cette plage en cinq catégories pour simplifier la présentation des résultats (voir tableau 57), La division de la plage de valeurs de l'IQE du CCME en catégories de qualité des eaux s'appelle « catégorisation ».

Tableau 57 : Catégorisation de la qualité des eaux selon la valeur calculée de l'IQE de CCME (CCME, 2001).

Valeur de l'IQE	Catégorie de qualité de l'eau
de 95 à 100	Excellente : La qualité de l'eau est préservée, pratiquement aucune menace, ni détérioration n'étant décelée ; conditions très proches des niveaux naturels ou originels.
de 80 à 94	Bonne : La qualité de l'eau est préservée, seule une menace ou une détérioration mineure étant observées ; les conditions s'écartent rarement des niveaux naturels ou souhaitables.
de 65 à 79	Moyenne : La qualité de l'eau est ordinairement préservée, mais elle est occasionnellement menacée ou détériorée ; les conditions s'écartent parfois des niveaux naturels ou souhaitables.
de 45 à 64	Médiocre : La qualité de l'eau est fréquemment menacée ou détériorée ; les conditions s'écartent souvent des niveaux naturels ou souhaitables.
de 0 à 44	Mauvaise : La qualité de l'eau est presque toujours menacée ou détériorée ; les conditions s'écartent généralement des niveaux naturels ou souhaitables.

Le calcul de l'Indice se fait comme suit : Après avoir défini le type de masse d'eau, la période d'étude, les variables observées et les objectifs correspondants, il faut chiffrer chacun des trois facteurs qui composent l'indice. Le calcul des termes F1 et F2 est relativement simple, mais celui du terme F3 nécessite quelques étapes supplémentaires (CCME, 2001).

- Le terme F1 (étendue), représente le pourcentage de variables dont au moins une mesure ne respecte pas l'objectif correspondant, pendant la période d'étude (« Variables non conformes ») :

$$F_1 = \left(\frac{\text{nombre de variables non conformes}}{\text{nombre total de variables}} \right) \times 100$$

- Le terme F2 (fréquence), représente le pourcentage des résultats analytiques non conformes aux objectifs (« Résultats non conformes ») :

$$F_2 = \left(\frac{\text{nombre de résultats non conformes}}{\text{nombre total de résultats}} \right) \times 100$$

- Le terme F3 (amplitude), représente l'écart entre les résultats analytiques non conformes et les objectifs auxquels ils se rapportent. Ce terme est calculé en trois étapes :

-

- i) L'amplitude par laquelle une concentration individuelle est supérieure à l'objectif (ou inférieure, lorsque cet objectif est un minimum) est nommé « coefficient d'écart ». Lorsque le résultat analytique ne doit pas dépasser l'objectif, le coefficient d'écart s'exprime comme suit :

$$\text{coefficient d'écart}_i = \left(\frac{\text{résultat non conforme}_i}{\text{objectif}_j} \right) - 1$$

Dans les cas où le résultat analytique ne doit pas être inférieur à l'objectif, le coefficient d'écart se formule comme suit :

$$\text{coefficient d'écart}_i = \left(\frac{\text{objectif}_j}{\text{résultat non conforme}_i} \right) - 1$$

- ii)** Pour calculer le degré global de non-conformité, on additionne les coefficients d'écart des résultats individuels, et on divise cette somme par le nombre total des résultats individuels (conformes ou non aux objectifs). Cette variable s'appelle la somme normalisée des coefficients d'écart, et se représente comme suit :

$$\text{sncé} = \frac{\sum_{i=1}^n \text{coefficient d'écart}_i}{\text{nombre total de résultats}}$$

- iii)** On calcule ensuite le terme F_3 , à l'aide d'une fonction asymptotique, qui ramène la somme normalisée des coefficients d'écart par rapport aux objectifs à l'intérieur d'une plage de valeurs de 0 à 100.

$$F_3 = \left(\frac{\text{sncé}}{0,01 \text{ sncé} + 0,01} \right)$$

Une fois ces facteurs établis, on peut calculer l'indice lui-même en additionnant les trois termes comme s'il s'agissait de vecteurs. La somme des carrés de chaque facteur, est donc égale au carré de l'indice. Cette méthode traite l'indice comme un espace tridimensionnel, défini par trois axes correspondant aux trois facteurs. Dans ce modèle, l'indice est directement proportionnel à chacun des trois facteurs.

$$\text{IQE} = 100 \cdot \frac{\sqrt{F_1^2 + F_2^2 + F_3^2}}{1.732}$$

Le diviseur de 1,732 normalise les valeurs résultantes, en fonction d'une plage de 0 à 100.

IV. Résultats

IV.1 Variation mensuelle des paramètres physicochimiques

Les résultats de l'évolution mensuelle des paramètres physico-chimiques dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa durant l'année 2013, sont indiqués dans les tableaux 58 et 59 de l'annexe C : 2 et 3, représentés par la figure 51, cette dernière indique la médiane, la moyenne, le premier et le troisième quartile, ainsi que l'étendue de la variation des valeurs enregistrées, pour chacun des paramètres étudiés. Le calcul de la valeur de la déviation standard (DS), a été réalisé afin d'évaluer le degré de variation des paramètres dans le temps (voir figure 51).

D'après la figure 51, on peut classer les paramètres physicochimiques en deux catégories:

- La première catégorie : est celles qui regroupe des paramètres dont le DS est supérieure à 20 et qui inclut les paramètres: TP, Cl⁻, SO₄²⁻, HCO₃⁻, Mg⁺², Ca⁺² et MT, les concentrations enregistrées pour ces paramètres, connaissent une variation importante durant la période d'étude.

-La deuxième catégorie : inclus les paramètres dont la DS est inférieure à 20, à savoir : PS, NO₂⁻, NK, NO₃⁻, Na⁺, TH, OD, pH, IP et T°, les valeurs relativement faibles de la DS calculée pour ces paramètres, indique que ces derniers varient très faiblement d'un mois à un autre.

Ces mêmes constatations concernant le degré de variabilité mensuelle des paramètres physicochimiques, sont indiquées par les étendues (distance entre la valeur minimale et maximale), des boîtes à moustaches (voir figure 52).

Il faut noter, qu'il existe une forte corrélation entre la DS calculée pour le barrage de Cheffia et celle de Mexa (une corrélation statistiquement significative, indiquée par un Astérix «*» dans la figure 52, cela signifie que pour la quasi-totalité des paramètres physico-chimiques (sauf pour l'ion K⁺), leur degré de variabilité, est quasi-identique dans les deux barrages.

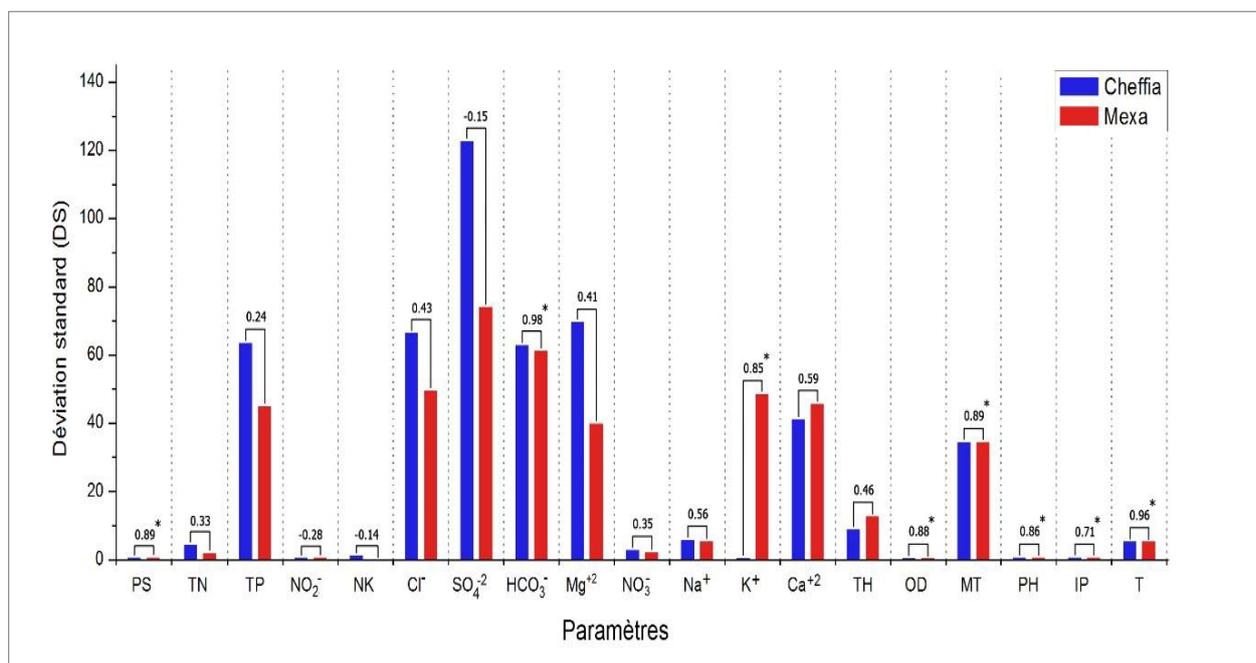


Figure 51 : Déviation standard des différents paramètres physicochimiques étudiés, ainsi que la corrélation entre la variation du même paramètre dans le barrage de Cheffia et Mexa.

Les paramètres: PS, HCO_3^- , K^+ , OD, MT, pH et IP, varient dans le temps, de façon similaire dans les eaux des barrages Cheffia et Mexa, avec des valeurs enregistrées nettement supérieures par rapport au premier semestre de l'année 2013, pour les paramètres T, pH, MT et également pour la PS et la (cf. Chapitre III : IV.1 et IV.6), alors qu'une évolution opposée est notée pour le paramètre: OD, IP et K^+ .

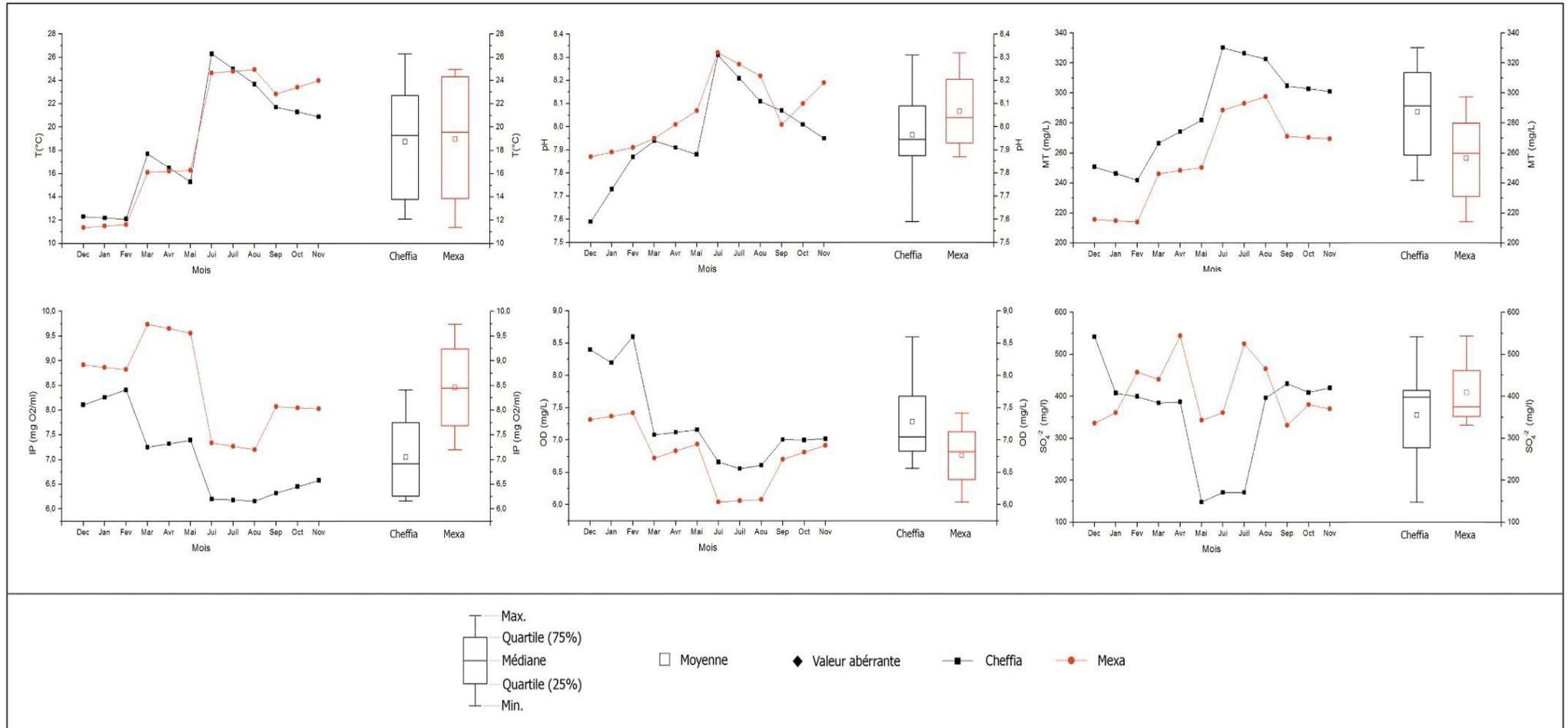


Figure 52 : Evolution des paramètres physicochimiques dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013).

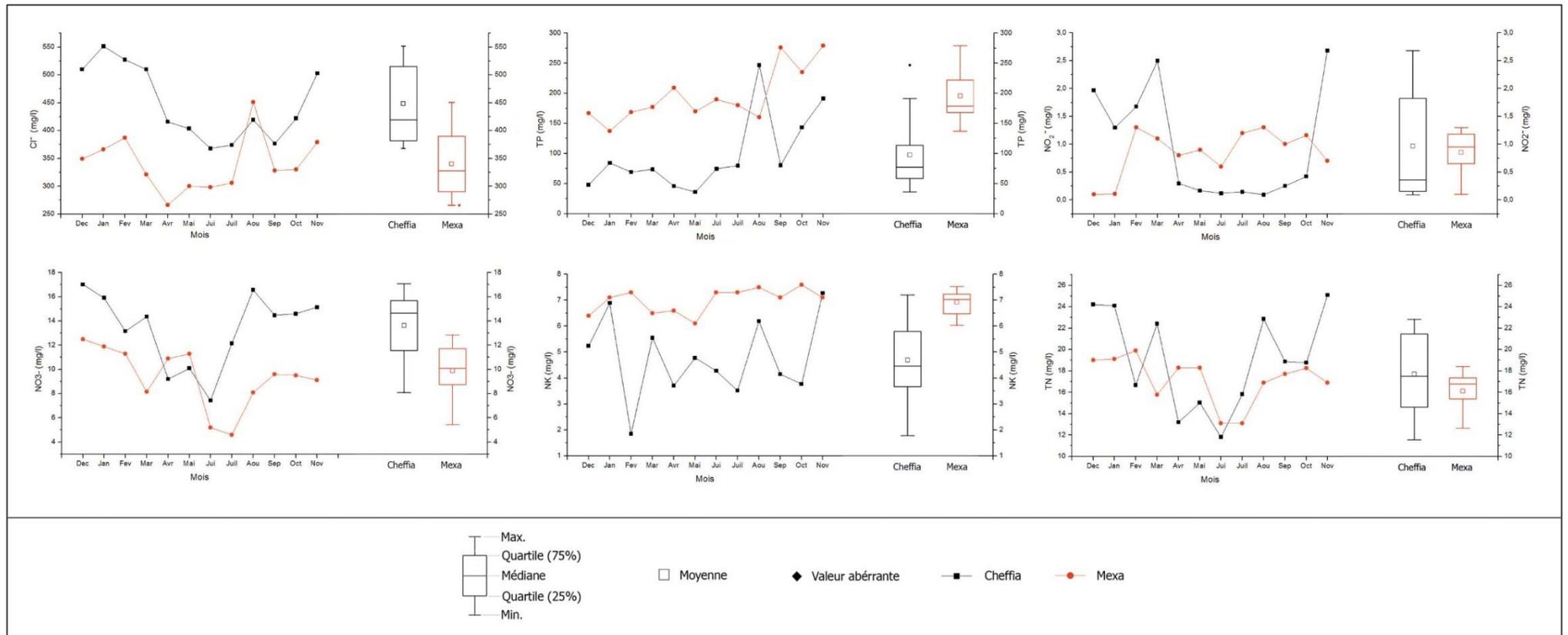


Figure 52 (Suite) : Evolution des paramètres physicochimiques dans les eaux du barrage Cheffia Et Mexa (année 2013).

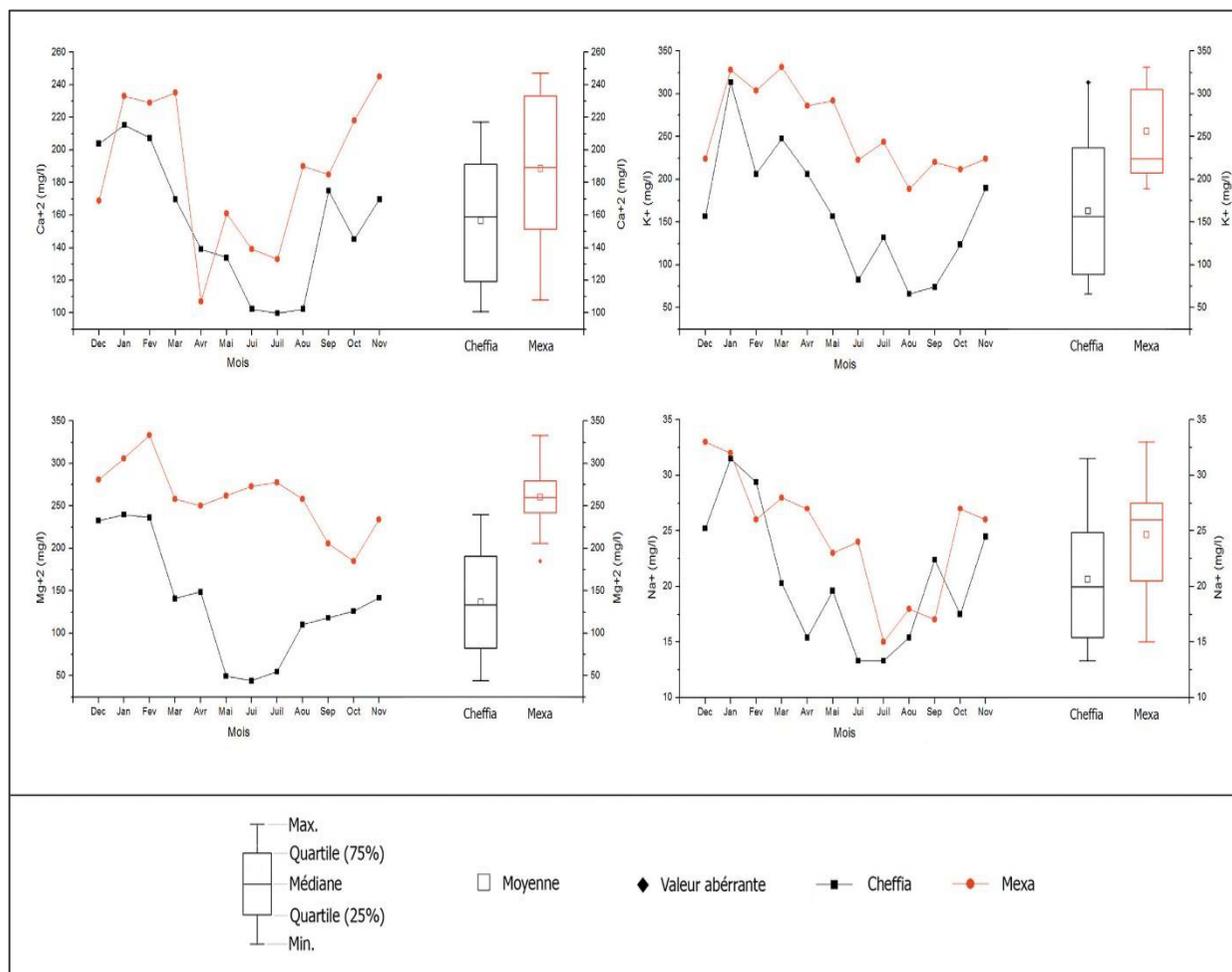


Figure 52 (Suite) : Evolution des paramètres physicochimiques dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013).

IV.2 Mise en évidence de la stratification thermique des eaux

L'étude du profil thermique, des eaux des barrages Cheffia et Mexa, représentée par la figure 53 et 54, nous a permis d'observer la présence d'une stratification thermique des eaux, qui débute à partir du mois de juin et se prolonge jusqu'à la fin de la période d'étude, (novembre 2013).

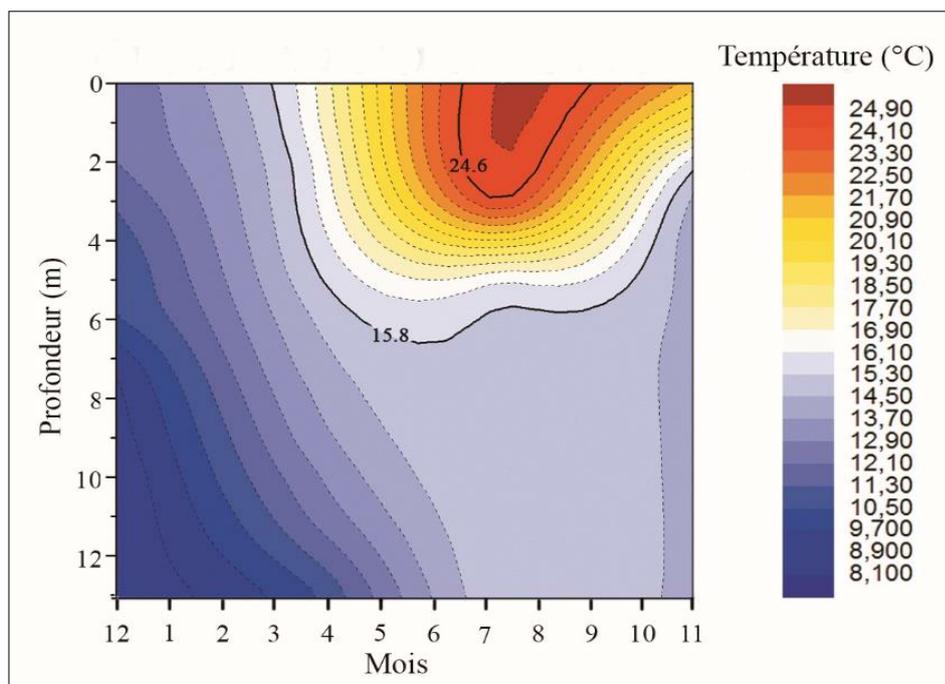


Figure 53 : Variation saisonnière verticale de la température dans les eaux du barrage Cheffia (année 2013).

Durant la période estivale (juin, juillet et août) une couche d'eau, la plus proche de la surface, se caractérise par une température la plus élevée de toute la colonne d'eau c'est : l'épilimnion (la température moyenne est de 24,8°C), dont la profondeur, s'étale jusqu'à 3 mètres en dessous de la surface.

Cette couche est suivie par une autre située entre 3 et 6 mètres de profondeur, dont la température varie très rapidement (24,6 à 15,2°C), c'est le metalimnion. Au-delà de 6 mètres de profondeur, la température de l'eau a tendance à se stabiliser autour d'une valeur moyenne de 15,22°C, elle constitue l'hypolimnion, dont la température est la plus froide, de toute la colonne d'eau.

Ces 3 couches de températures distinctes, sont notées aussi au cours des mois correspondants à la saison automnale (fin septembre, octobre et novembre).

Cependant, les caractéristiques de la stratification thermique changent (profondeur et température moyenne), en ce qui concerne l'épilimnion, il occupe durant cette saison qu'une couche de 1 mètre en dessous de la surface avec une température moyenne de 20,35°C ; le metalimnion, s'étale entre 1 et 3 mètres de profondeur, avec une température qui varie entre 19,2°C à 15,41°C ; tandis que l'hypolimnion, se localise au-delà d'une profondeur de 3 mètres avec une température moyenne de 14,18°C.

Une absence totale de stratification thermique, est notée aux mois correspondants à la saison hivernale et printanière, cette absence de stratification aux mêmes saisons de l'année 2013, est observée aussi dans le barrage de Mexa.

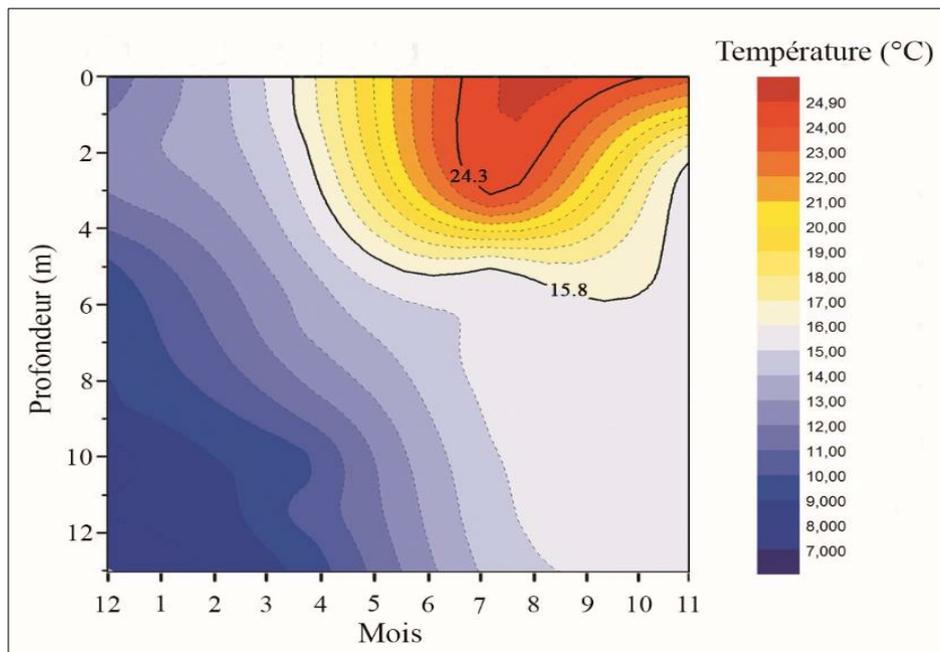


Figure 54 : Variation saisonnière verticale de la température dans les eaux du barrage Mexa (année 2013).

Alors qu'en début de juin, une stratification s'installe au niveau des eaux du barrage Mexa (voir figure 54), montrant les 3 couches de températures distinctes, avec un épilimnion estival d'une profondeur de 4 mètres, au-dessous de la surface (température moyenne de 24,7°C), alors qu'en automne, cette couche se rétrécit pour occuper qu'un seul mètre sous la surface (température moyenne de 22,28°C).

Suivit par le metalimnion, situé entre 4 et 6 mètres de profondeur en été, et entre 1 et 3 mètres de profondeur en automne, avec des températures qui varient entre 20,0 et 15,8°C en été, et entre 21,22 à 15,5°C en automne. Enfin, l'hypolimnion qui commence à partir d'une profondeur de 6 mètres en été, et 3 mètres en automne, avec une température moyenne de l'eau de 15,08 et 15,55°C respectivement. Une appréciation plus précise de la stratification thermique, est montrée par les figures 55 et 56.

IV.3 Détermination de l'état métabolique des eaux

Les résultats des mesures verticales de l'oxygène dissout, dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa, sont représentés dans les figures 55 et 56, indiquant aussi les concentrations de l'oxygène dissout de saturation, ainsi que le profil de température jusqu'à 13 mètres de profondeur pour le barrage de Cheffia, et 16 mètres de profondeur pour le barrage de Mexa.

D'après les résultats enregistrés, dans le cas du barrage Cheffia, on constate que les concentrations en oxygène dissout, ont tendance à s'affaiblir au fur et à mesure qu'on s'éloigne de la surface.

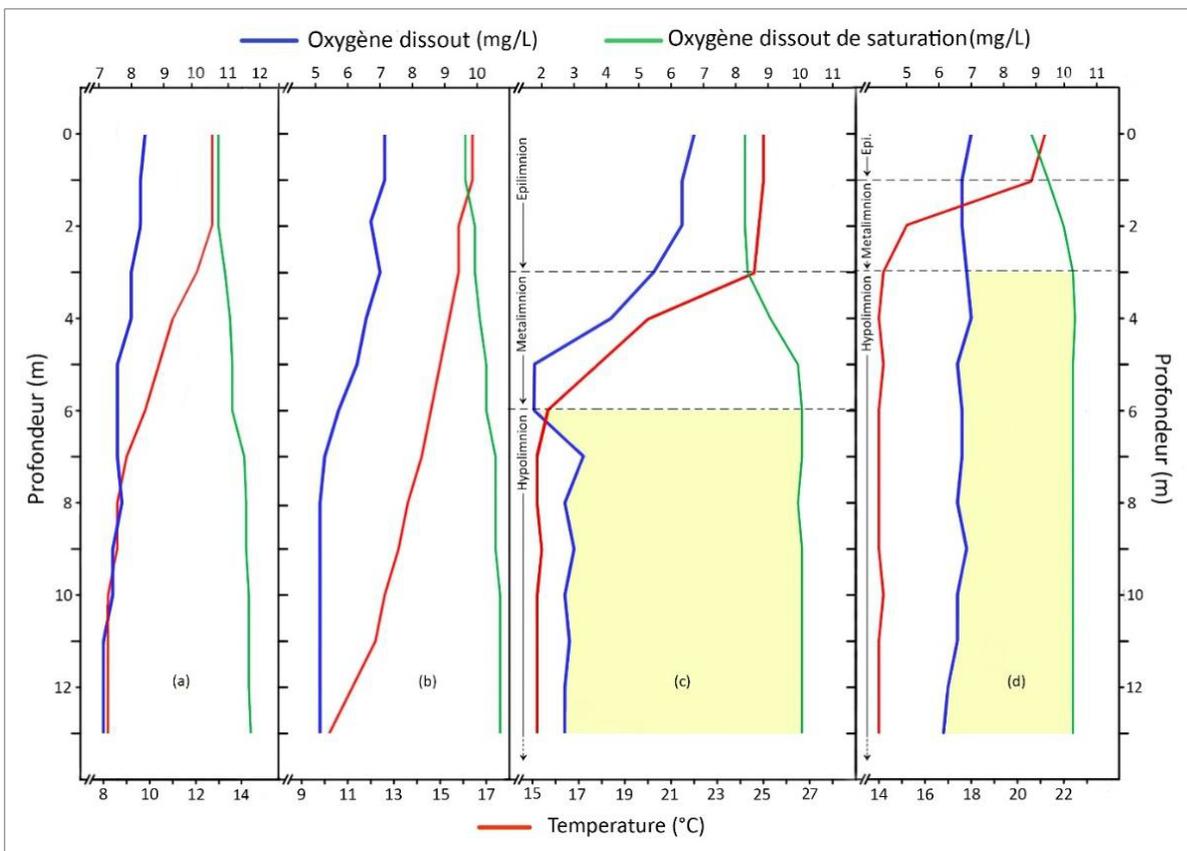


Figure 55 : Profil vertical et saisonnier de la température de l'eau, concentrations en oxygène dissout et d'oxygène dissout de saturation dans les eaux du barrage Cheffia (année 2013).

Toutefois, cette diminution est faible aux mois correspondants à la saison hivernale, printanière et automnale, avec une valeur moyenne de l'OD, calculée à travers toute la colonne d'eau de 7.7 , 5.95 et 6.81 mg/L respectivement, tandis qu'en été la diminution verticale de l'OD, est importante (de 6,61 à 2,67 mg/L), avec une évolution des concentrations en OD, nettement corrélée avec la variation verticale de la température.

Dans le cas du barrage de Mexa (voir figure 56), le même phénomène de réduction verticale de l'OD est constaté, faible en hiver, printemps et automne, mais fort en été, avec une valeur moyenne de 6,60, 5,31 et 5,84 mg/L, pour la saison hivernale, printanière et automnale respectivement, et une variation verticale moyenne de 6,60 à 1,40 mg/L, durant la saison estivale.

Le déficit en oxygène dissous hypolimnétique (DOH), permet d'évaluer l'état métabolique (activités biologique), d'une surface d'eau. Ce déficit, indiqué dans les figures 55 et 56 par la couleur jaune, délimitée par les valeurs de l'oxygène dissous enregistrées, ainsi que les valeurs de l'oxygène de saturation correspondantes à la zone hypolimnétique.

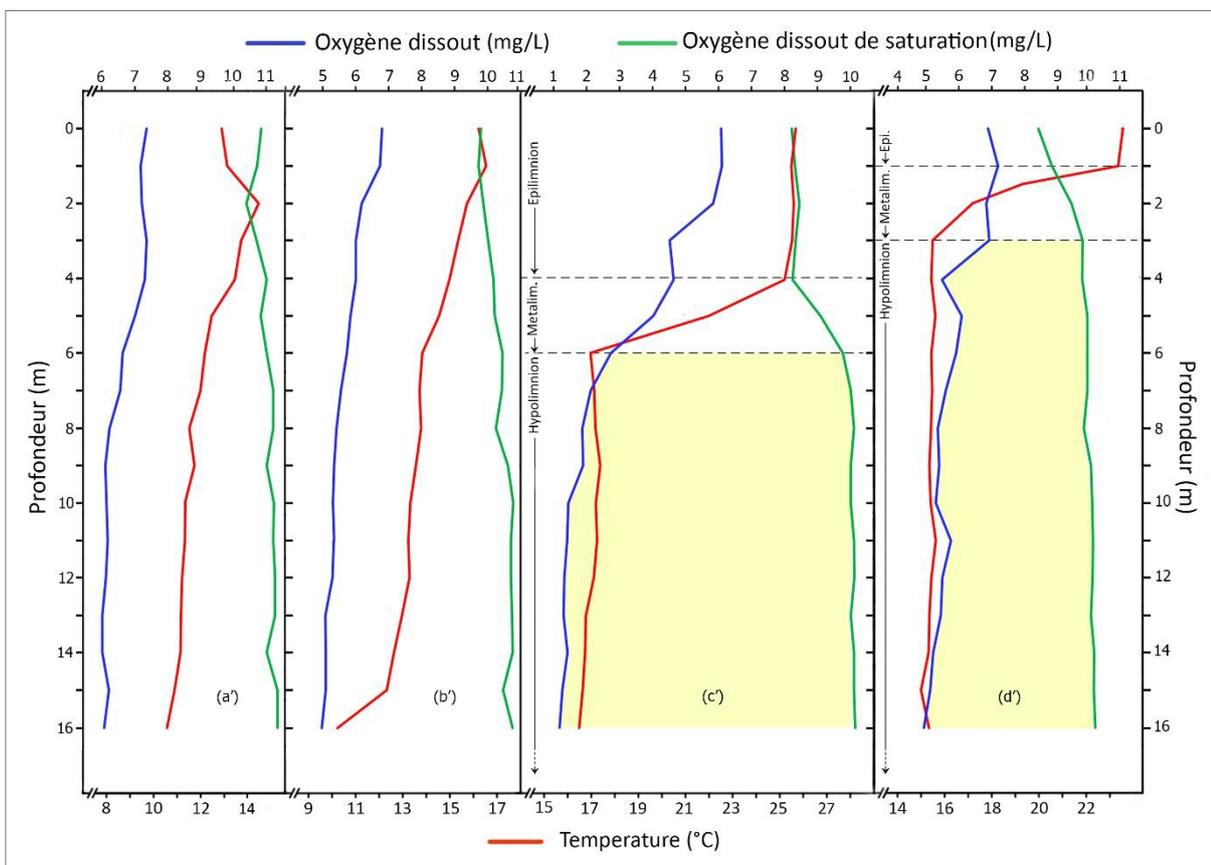


Figure 56 : Profil vertical et saisonnier de la température de l'eau, concentrations en oxygène dissous et d'oxygène dissous de saturation dans les eaux du barrage Mexa (année 2013).

Les valeurs calculées du DOH, ont montrées un déficit légèrement plus prononcé, dans le cas du barrage de Mexa, comparativement à celui de Cheffia, cela durant la période allant du mois de juin jusqu'à novembre, avec un DOH estivale de 5,83 mg d'OD.L⁻¹.m⁻¹, pour le barrage de Mexa, alors que pour le barrage de Cheffia, le DOH est de 5,43mg d'OD.L⁻¹.m⁻¹. Tandis qu'en saison automnale, le DOH été de 3,88mg d'OD.L⁻¹.m⁻¹ pour le barrage de Cheffia est une valeur plus élevée de 4,15mg d'OD.L⁻¹.m⁻¹, pour le barrage de Mexa. Notant qu'une valeur du DOH plus élevée, indique une activité métabolique (biologique) consommation d'oxygène plus élevée, expliquant ainsi la différence notée entre la valeur du DOH en été et celle en automne.

IV.4 Périodisation de l'évolution des paramètres physicochimiques

L'ensemble des résultats de mesure des paramètres physico-chimiques, ont servi comme base de comparaison entre les différents mois de la période d'étude, en utilisant l'analyse hiérarchique, illustrée par le dendrogramme de la figure 57 et 58, pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement.

Selon la figure 57, on peut déduire qu'il existe 05 groupes de mois, composés chacun de 02 mois successifs (G1, G2, G3, G4 et G5) expliquant un changement des conditions physico-chimiques des eaux du barrage Cheffia, dans une période approximative de 2 mois. Dans une moindre mesure de similitude des conditions physico-chimiques, ces mêmes groupes peuvent être regroupés en deux grands groupes plus importants :

Le groupe A : incluant les sous-groupes G1, G2 et G3, représentant le deuxième semestre de l'année 2013.

Le groupe B : incluant les sous-groupes G4 et G5, représentant le premier semestre de l'année 2013.

Dans le cas du barrage de Mexa, le regroupement des mois, selon la similitude des résultats physico-chimiques, obtenus pour chacun, a permis de les diviser en quatre groupes (G1, G2, G3 et G4) et qui correspondent parfaitement aux quatre saisons de l'année, expliquant un changement saisonnier des conditions physico-chimiques des eaux du barrage Mexa. Ces mêmes groupes, peuvent être en deux grandes périodes : A et B, correspondants au deuxième et au premier semestre de l'année 2013 respectivement (voir figure 58).

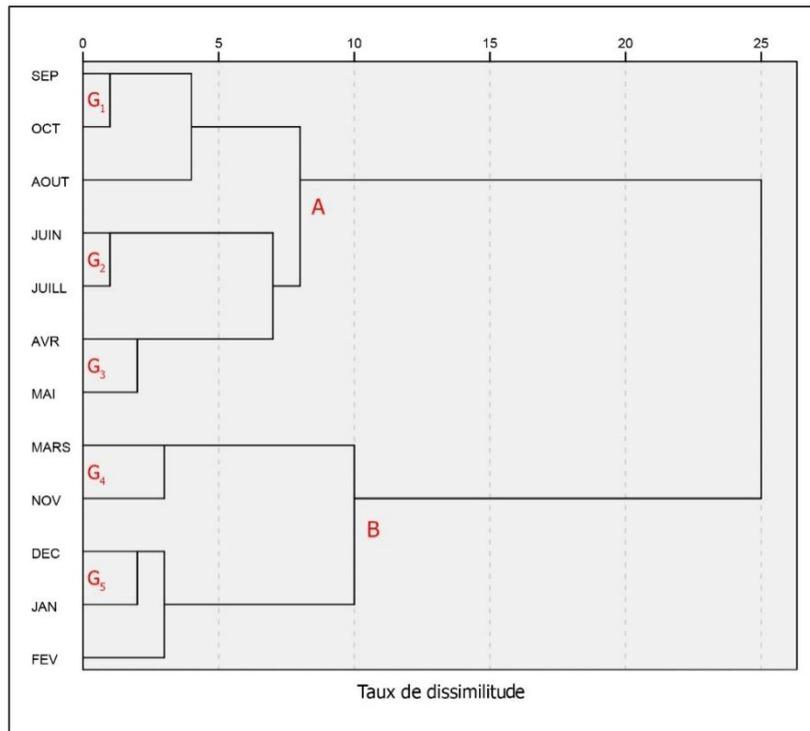


Figure 57 : Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la variation des paramètres physicochimiques enregistrée dans le barrage Cheffia (année 2013).

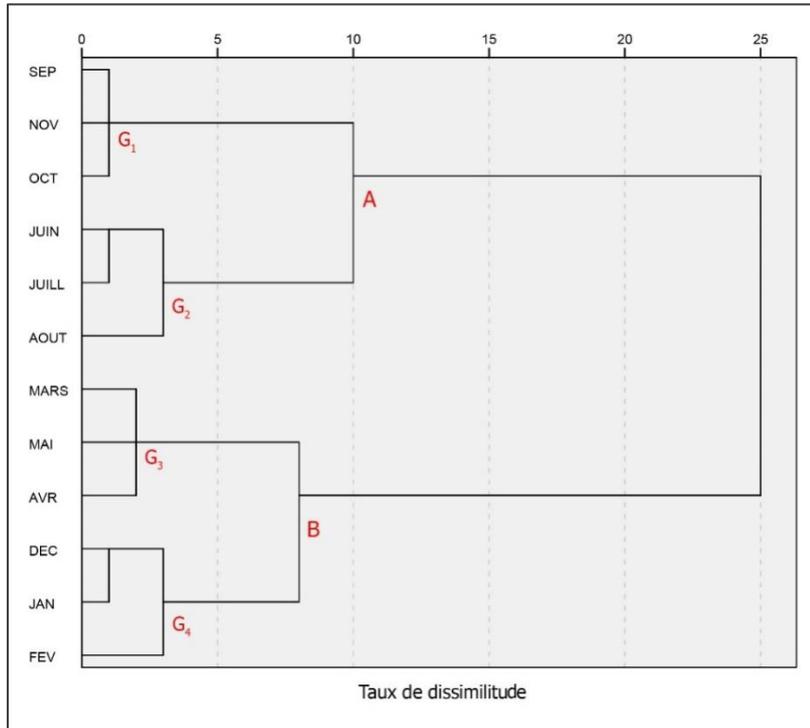


Figure 58 : Classification hiérarchique des mois (dates de prélèvement) sur la base de la variation des paramètres physicochimiques enregistrée dans le barrage Mexa (année 2013).

IV.5 Etude du faciès hydrochimique des eaux

Après la transformation des valeurs obtenues, des dosages des ions anioniques et cationique, du mg/L aumEq/L, pour les deux barrages étudiés, à travers toute la période d'étude ; le faciès hydro chimique a été déterminé par le diagramme de Piper, montré par la figure 59 et 60.

En se basant sur le diagramme de classification des eaux de Back et Haushaw (1965), les eaux des deux barrages sont caractérisées par un faciès : chloruré-calcique et sulfaté-calcique ,durant toute la période d'étude avec une absence de cations ou d'anions, dominants dans 75% des cas (9 mois sur 12),sauf pour les mois de juin, mai et juillet où le chlorure dominait les anions.

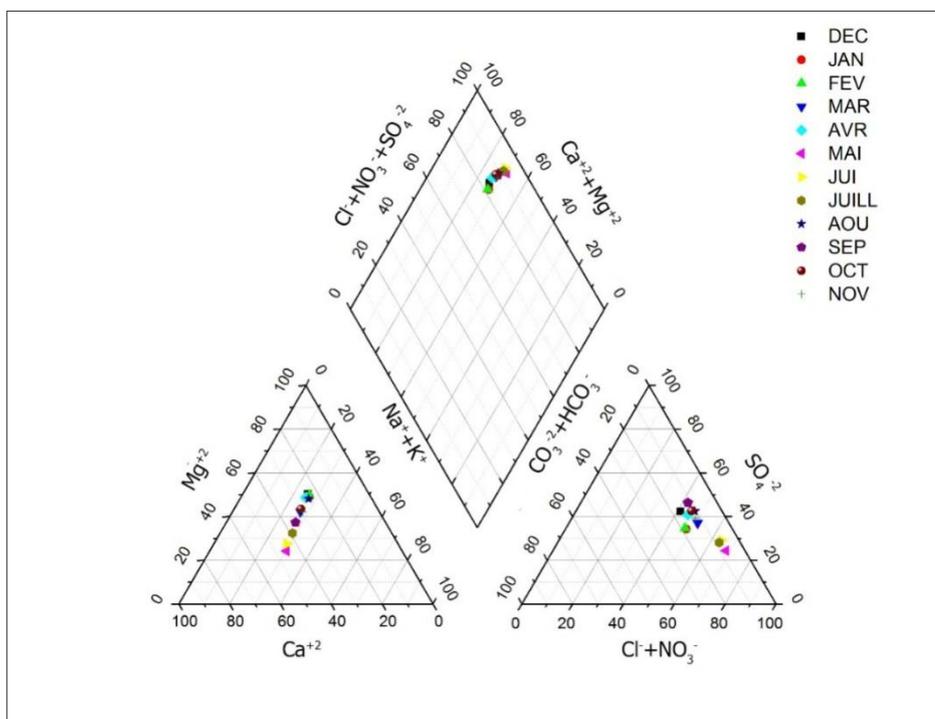


Figure 59 : Diagramme de Piper des ions majeurs dans les eaux du Barrage Cheffia (année 2013).

En ce qui concerne le chimisme, des eaux du barrage Mexa, il possède un faciès chloruré et sulfaté calcique et magnésien,avec une absence de dominance cationique ou

anionique dans 83,33% des cas (10 mois sur 12), sauf pour les mois d'avril et juillet, où la dominance des sulfates est notée parmi les anions.

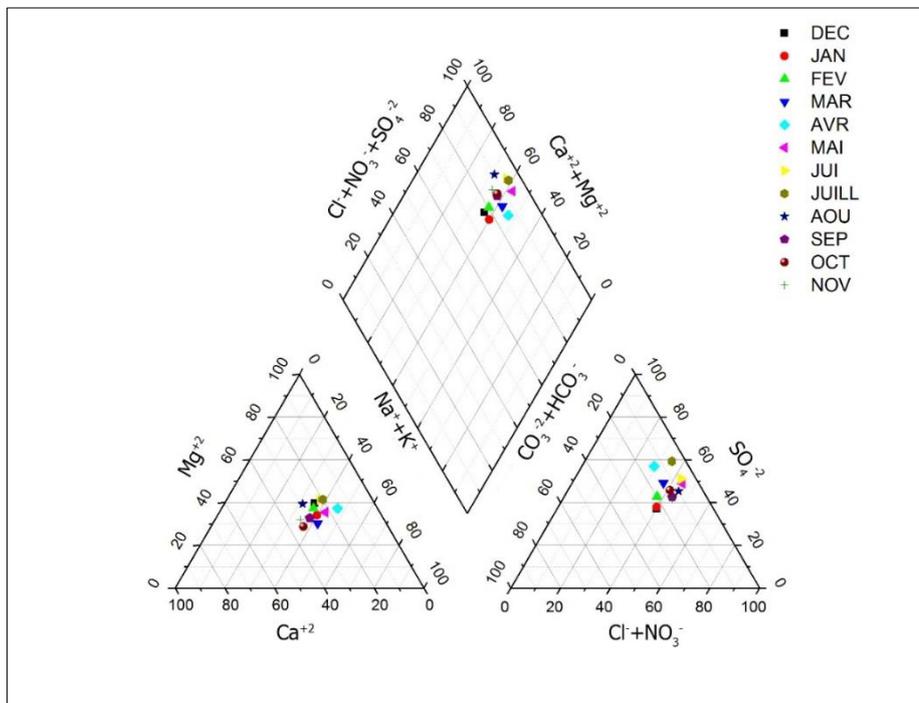


Figure 60 : Diagramme de Piper des ions majeurs dans les eaux du barrage Mexa (année 2013).

IV.6 Détermination de l'état trophique des eaux

Les résultats du calcul mensuel de TSI.G, à partir de la moyenne des TSI(Chl), TSI(N), TSI(P) et TSI(PS), dans les eaux des barrages Cheffia et Mexa, sont représentés dans les figures 61 et 62 respectivement. La figure 61, indique que pendant toute la période d'étude, les eaux du barrage Cheffia sont classées dans la catégorie eutrophe, avec une variation faible de la valeur du TSI.G (TSI.G moyen égale à 64,05).

Ces mêmes observations, ont été notées dans le cas du barrage Mexa (état eutrophe, quasi-stabilité des valeurs du TSI.G) avec un TSI moyen de 68,41. La comparaison entre les valeurs du TSI.G obtenues pour le barrage de Mexa et Cheffia, est représentée par la figure 63. Indiquant que dans la quasi-totalité des cas, le TSI.G enregistré pour le barrage de Mexa, était plus élevé par rapport à celui de Cheffia, avec un TSI.G maximale de 70,56 pour le barrage de Mexa au mois de novembre, alors qu'une valeur inférieure de 68,75 enregistrée

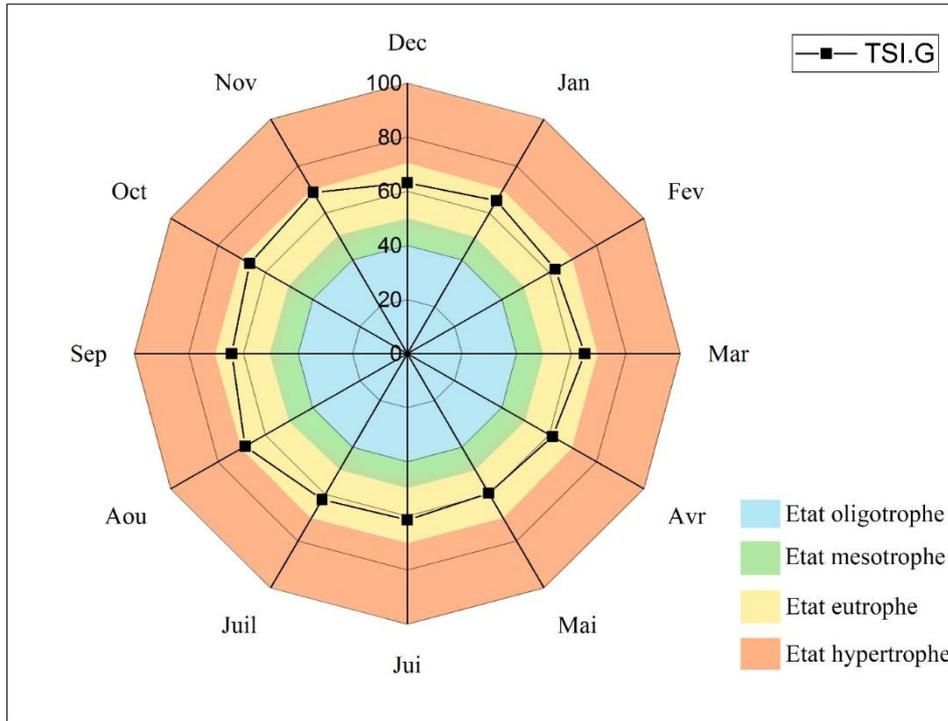


Figure 61 : Evolution saisonnière de l'indice d'état trophique dans les eaux du Barrage Cheffia (année 2013)

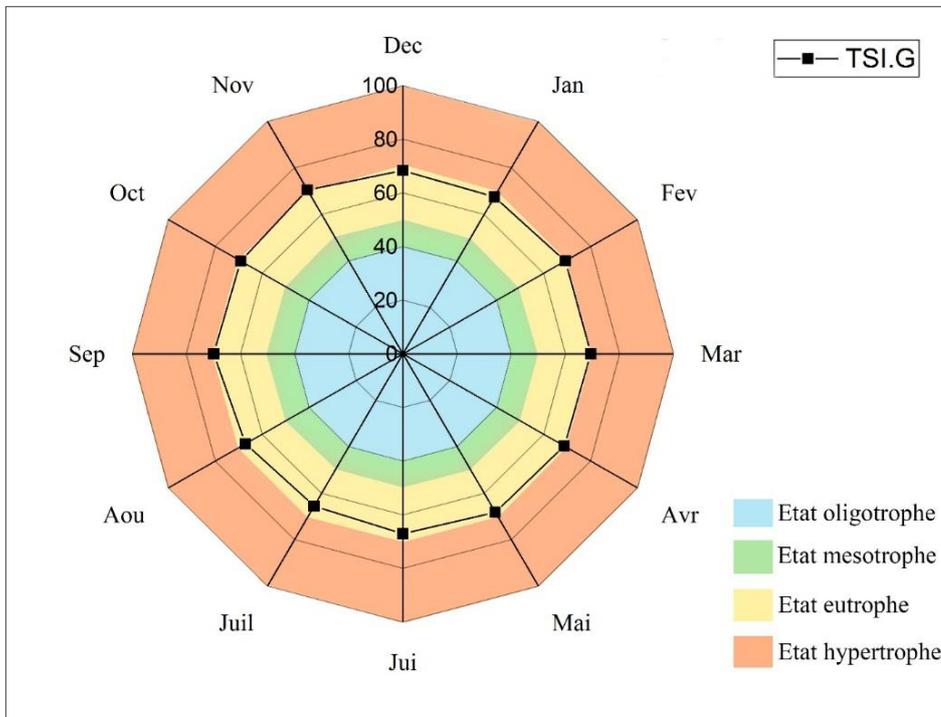


Figure 62 : Evolution saisonnière de l'indice d'état trophique dans les eaux du Barrage Mexa (année 2013)

dans le même mois pour le barrage de Cheffia, et des valeurs minimales de 65,55 et 59,62 pour le barrage de Mexa et Cheffia respectivement.

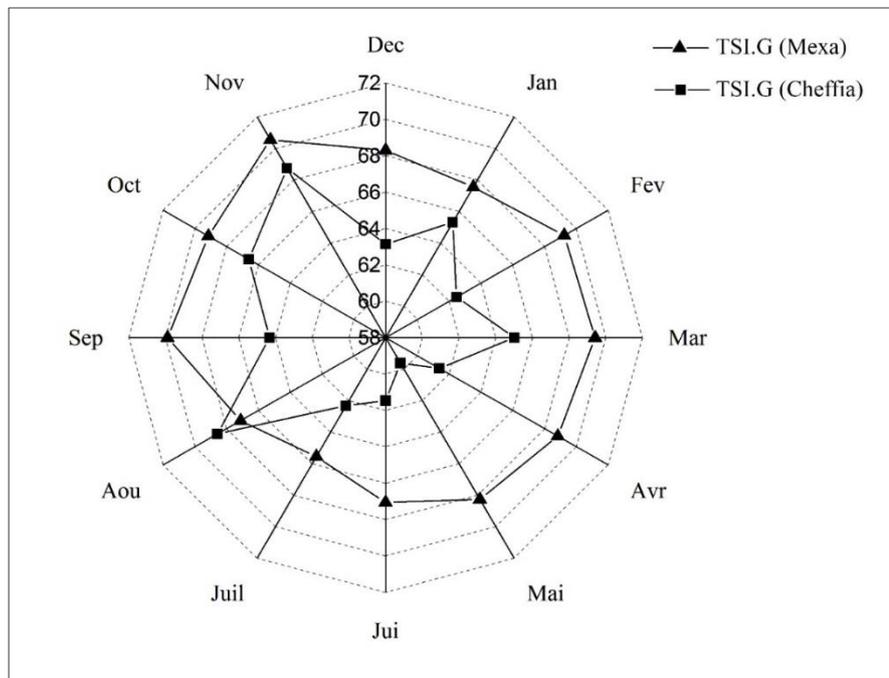


Figure 63 : Comparaison de la variation saisonnière du TSI.G entre le barrage de Cheffia et Mexa (année 2013).

IV.7 Interprétation de la déviation des indices d'état trophique

La comparaison entre les valeurs des différents TSI calculés (voir tableau 60 del'annexe C : 4) pour le même mois (déviations), est représentée par les figures 64 et 65, pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement. D'après la figure 64 relative au barrage de Cheffia, les valeurs obtenues du TSI(Chl) sont supérieures à celles du TSI(PS), durant la période s'étalant du mois d'avril à décembre, avec une supériorité maximale obtenue au mois d'août, septembre et octobre.

Tandis que pour le reste de la période d'étude, un phénomène contraire est observé ($TSI(Chl) < TSI(SD)$). Ce même TSI(Chl), s'est avéré supérieur au TSI(N) durant la période allant du mois d'avril à octobre, est inférieur à partir du mois de novembre jusqu'à mars. D'un autre côté, une supériorité partagée entre les valeurs du TSI(Chl) et TSI(TP), est notée sur toute la période d'étude.

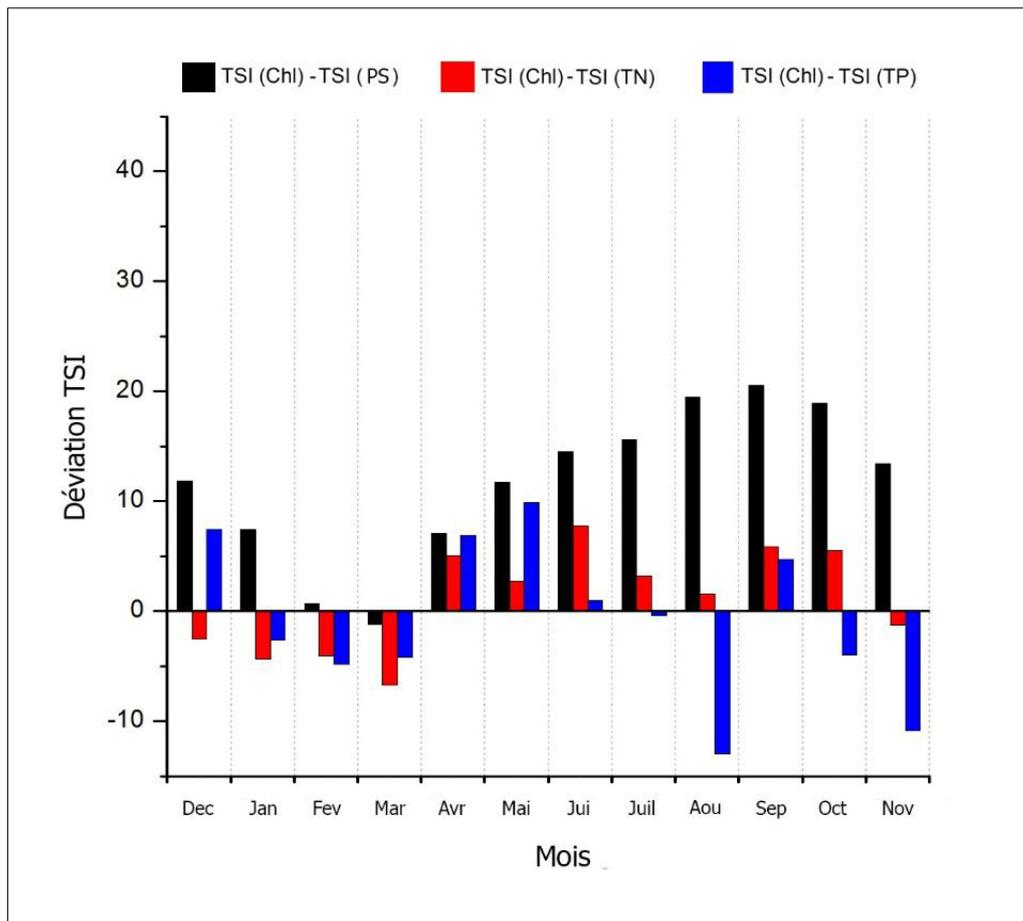


Figure 64: Déviation des valeurs des différents TSI mesurés dans les eaux du barrage de Cheffia (année 2013)

Dans le cas du barrage de Mexa, une supériorité des valeurs de l'indice chlorophylle, par rapport à celle de l'indice profondeur Secchi, de même pour les valeurs de l'indice TP, qui sont tout le temps supérieures à celles du TSI(Chl). Tandis que pour les valeurs de l'indice TN, elles étaient supérieures à celles du TSI(Chl) uniquement en deuxième partie de l'année 2013 (de juin à novembre) comme le montre la figure 65.

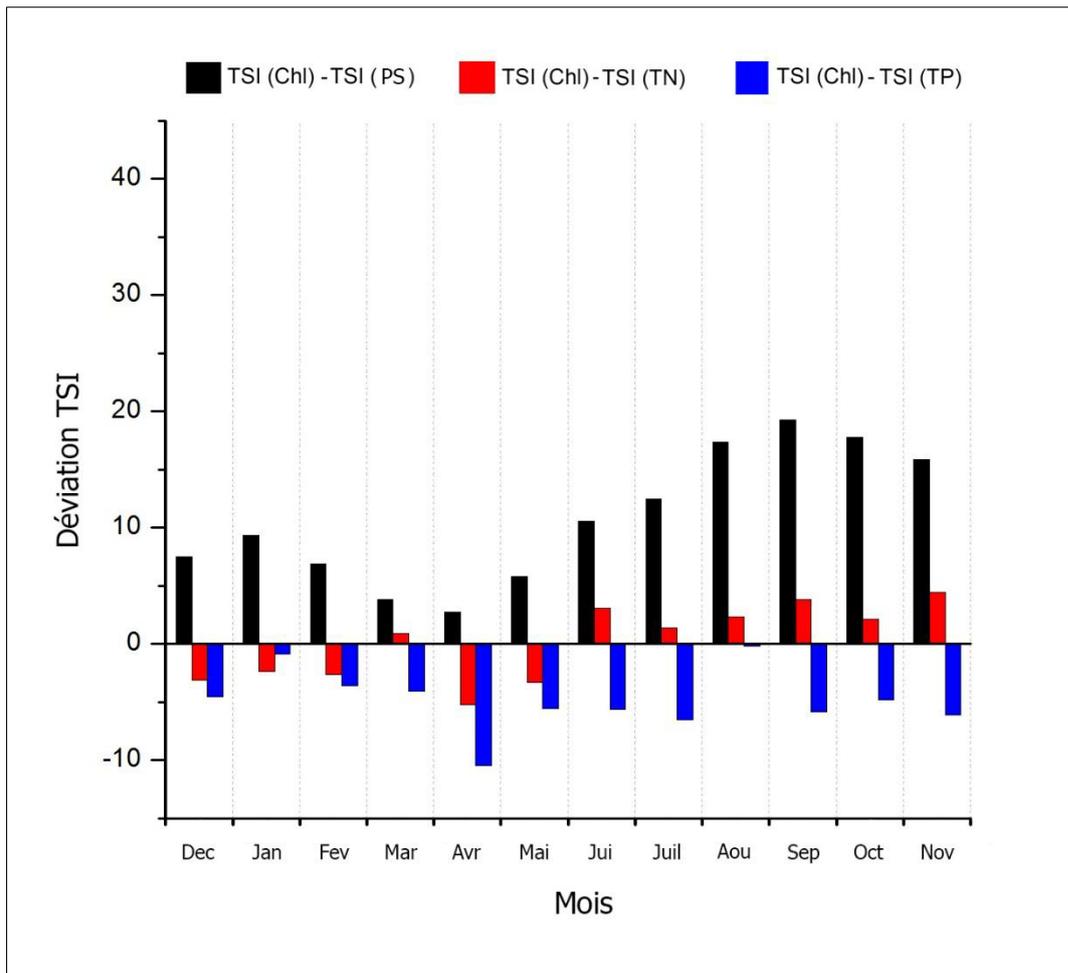


Figure 65 : Déviation des valeurs des différents TSI mesurés dans les eaux du barrage de Mexa (année 2013)

Le type de graphique présenté par la figure 66 et 67, relatif au barrage de Mexa et Cheffia respectivement, permet d'établir des groupes de mois, dont les écarts entre les différents indices trophiques seraient similaires, comme c'est le cas avec le barrage de Cheffia ; quatre groupes de mois ont été établis (voir figure 66), dont les caractéristiques sont les suivantes :

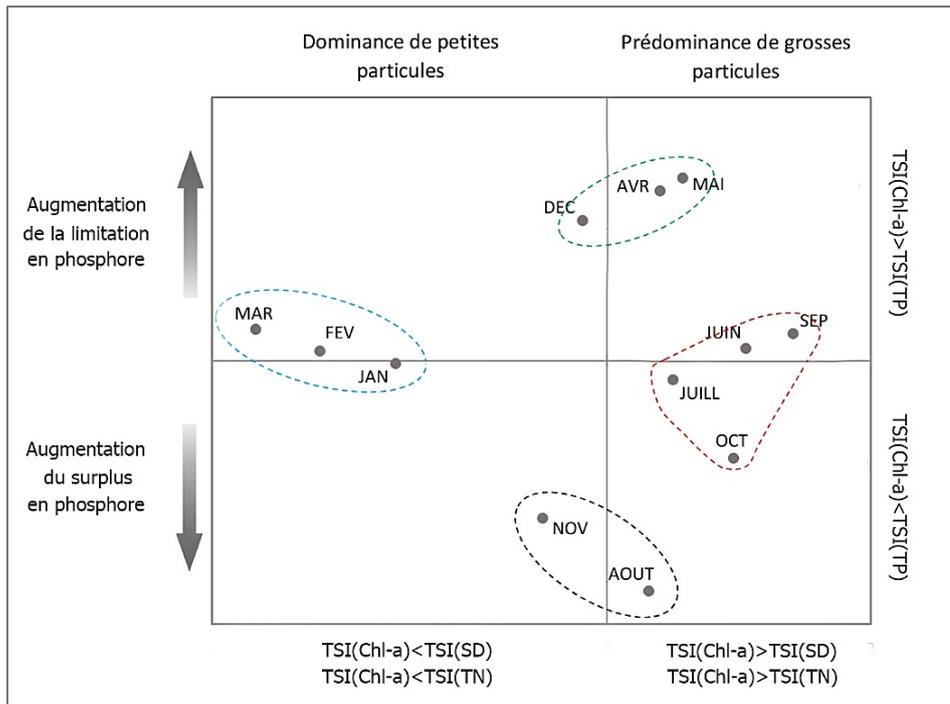


Figure 66 : Représentation bidimensionnelle de de la déviation du TSI pour le barrage de Cheffia (année 2013)

- Groupe 01(cercle bleu) : regroupe les mois, où la turbidité de l'eau est due à des particules inorganiques ($TSI(Chl) < TSI(PS)$), avec un surplus de TN par rapport à la croissance algale ($TSI(Chl) < TSI(TN)$).
- Groupe 02 (cercles vert) : regroupe les mois, où le phosphore est en concentrations limitantes, pour la croissance algale ($TSI(Chl) > TSI(TP)$). Une situation presque similaire avec les concentrations d'azote (limitation en azote). Quant à la turbidité durant cette période, est due essentiellement à des groupes de particules (phytoplancton à taille cellulaire élevée).
- Groupe 03 (cercle rouge) : constitue la période de l'année dont les caractéristiques, sont similaires au mois du groupe 02, à l'exception d'une absence de limitation en phosphore.
- Groupe 04 (cercles noir) : regroupe les mois, où le phosphore est en excédent par rapport à la croissance algale. Quant à la turbidité, elle se partage entre particules constituées par la communauté phytoplanctonique, et les particules en suspension de nature minérale (argile... etc.).

Pour le barrage de Mexa, généralement la période d'étude se divisait en deux grandes périodes (des groupes de mois) comme le montre la figure 67 :

-Groupe A (cercle bleu) : regroupe les mois, où la turbidité est due essentiellement aux particules de type minéral (argile), avec une absence de limitation en phosphore et en azote.

-Groupe B (cercles rouge) : constitue le groupe de mois, dont les caractéristiques sont : une turbidité de l'eau, due essentiellement aux particules algale (cellules, filaments, colonies), avec une absence de limitation en phosphore, contrairement à l'azote qui se trouve pendant cette période, en concentrations limitantes de la croissance du phytoplancton.

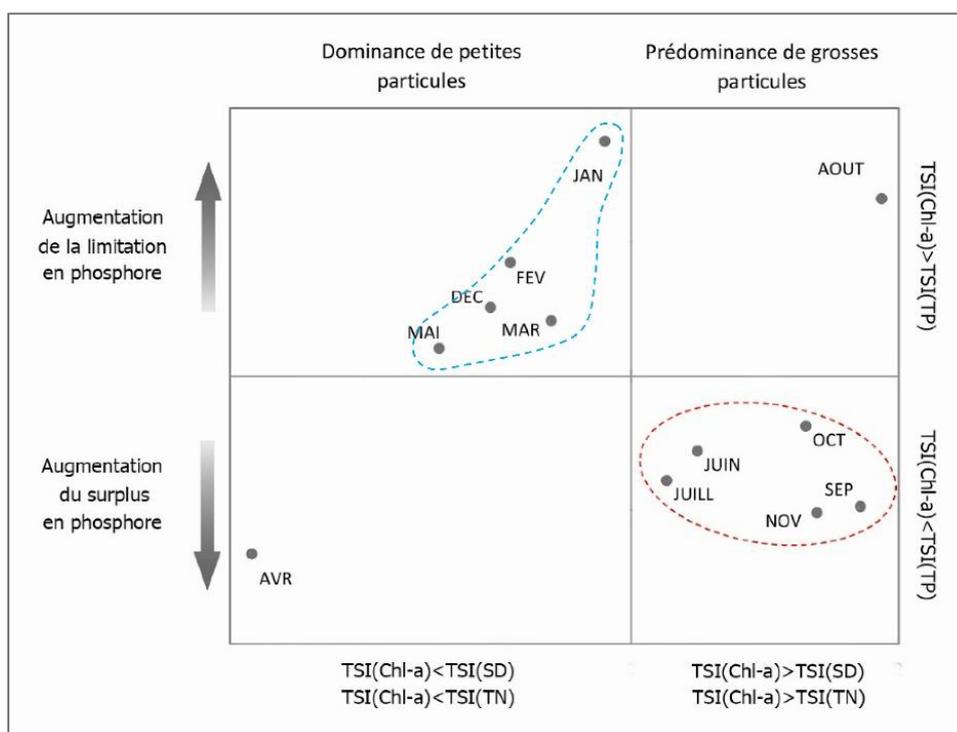


Figure 67 : Représentation bidimensionnelle de la déviation du TSI pour le barrage de Mexa (année 2013).

En plus de ces deux grandes périodes de l'année 2013, deux autres mois, dont les caractéristiques sont différentes par rapport à ces groupes à savoir :

-Le mois d'avril ; où un surplus de phosphore est observé, avec une transparence de l'eau, fortement influencée par des petites particules de nature minérale.

-Le mois d'août, dont les caractéristiques sont similaires aux mois du groupe B, sauf qu'une forte limitation en phosphore est notée.

IV.8 Evaluation de la qualité des eaux des barrages à des fins de potabilisation

L'utilisation de l'indice IQE, pour l'évaluation de la qualité des eaux de surface que constitue le barrage de Cheffia et Mexa, en se basant sur la norme Algérienne, durant la période d'étude, nous a permis d'enregistrer, des valeurs de l' IQE égale à 74,03 et 68,67 pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement ; classant aussi leurs eaux dans la catégorie «moyenne» (voir figure 68).

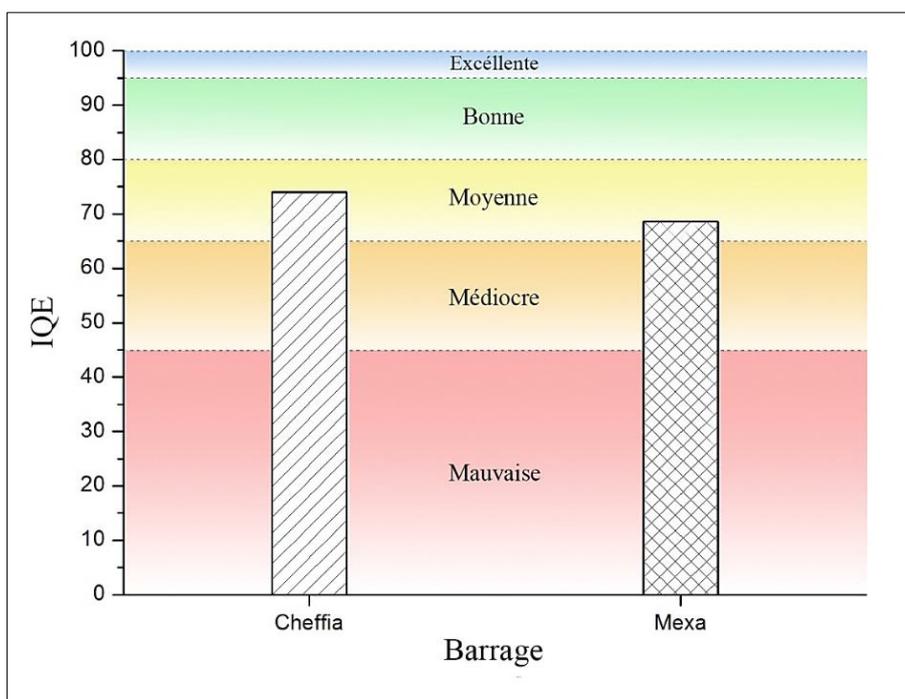


Figure 68 : Qualité des eaux du barrage Cheffia et Mexa, selon l'indice IQE sur la base des normes Algériennes de la qualité des eaux de surface destinées à la potabilisation (année 2013).

Noter que l'IQE, calculé pour le barrage de Cheffia est supérieure à celui retrouvé pour le barrage de Mexa, indiquant une qualité légèrement supérieure des eaux du barrage de Cheffia comparée à celles de Mexa.

V. Discussion

La connaissance des paramètres physicochimiques, fait partie de l'ensemble des informations dont on doit disposer ; pour évaluer la qualité de l'eau, afin de prendre décision d'action dans de nombreux domaines, à titre d'exemple ; le domaine de la santé, pour la surveillance de la qualité des eaux destinées à la consommation humaine, la baignade ; mais aussi le domaine agricole, notamment les eaux d'irrigation ; ou de l'environnement, pour la prévention vis-à-vis des polluants et la dégradation des écosystèmes aquatique.

Au cours de notre travail, sur les eaux du barrage Cheffia et Mexa, deux catégories de paramètres physico-chimiques se faisaient distinguer ; par leur degré de variation mensuelle à travers la période d'étude :

- La première catégorie ; caractérisée par un $SD > 20$ (Fluctuation mensuelle intense du paramètre), inclut généralement les ions cationiques et anioniques notamment la minéralisation totale de l'eau (MT). Cependant, cette fluctuation rapide des ions, dans les deux barrages étudiés, ne modifie pas leur faciès hydro chimique, qui reste quasi-identique durant toute l'année 2013, avec une absence d'anions ou de cations dominants, cela est expliqué par, un équilibre de compensation, entre les anions mais aussi entre les cations.

Il faut noter que les sulfates, l'un des ions majeurs du faciès chimique des eaux, sont des composés naturels des eaux, caractérisés par leur liaison aux cations majeurs : calcium, potassium et sodium (Bremond et Vuichard, 1973). Les sulfates varient surtout durant la période pluvieuse, avec des teneurs moins irrégulières, comparées à celles des chlorures (Melghit, 2012).

Quant aux ions de calcium et magnésium, leur concentration diminue en période sèche et augmente en période pluvieuse, dans les eaux des deux barrages étudiés. Cette variation selon Derwich et al. (2010), est liée à la nature lithologique de la formation aquifère et surtout au magnésium et calcium, qui la compose. Par ailleurs, la précipitation précoce des minéraux calciques ou l'occurrence de la calcite, peuvent être la cause d'une diminution de la teneur en calcium durant la période sèche (Hacini et al., 2008).

La contamination agricole (pesticides), les rejets domestiques particulièrement riches en détergents et la géologie des terrains (lessivage du gypse et des argiles), sont à l'origine

des fortes concentrations en chlorure, ce dernier avec le sulfate, sont nocifs pour les plantes et donnent un très désagréable goût à l'eau potable de consommation, qui devient corrosive vis-à-vis des conduites. En plus, lors de la chloration de l'eau chargée en matière organique, ils provoquent ainsi l'augmentation du chlore résiduel (Achour et Guergazi, 2002). En Algérie, et particulièrement les eaux de surface, l'alcalinité résulte le plus généralement à la présence des carbonates, vu que le pH est globalement inférieur à 8,3 (Sellah, 1993 ; Rehi et Gaid, 1987). La mise en solution des roches calcaires et de lessivage lors d'une forte pluie, est probablement la cause de l'augmentation des concentrations en ions carbonates pendant la saison pluvieuse.

- La deuxième catégorie des paramètres se caractérise par un $SD < 20$ (fluctuation mensuelle faible du paramètre), inclut essentiellement toutes les formes de l'azote mesurées (NO_2^- , NO_3^- , NK), la profondeur de Secchi. Les nitrites, proviennent soit d'une oxydation incomplète de l'ammoniaque, la nitrification n'étant pas conduite à son terme, soit d'une réduction des nitrates sous l'influence d'une action dénitrifiante. Une eau qui renferme des nitrites est considérée comme suspecte (Rodier et al. 2009). Dans ce même contexte, les nitrates sont utilisés comme indicateur de pollution. Ils jouent le rôle de fertilisant pour les plantes qui assimilent l'azote sous la forme NO_3^- (Djermakoye, 2005).

L'augmentation des teneurs en nitrates dans les eaux pendant la saison pluvieuse par rapport à la saison sèche peut être due au lessivage des fertilisants utilisés dans les sols agricoles situés sur les bords du barrage. Les résultats obtenus pour ce paramètre sont largement inférieurs à ceux enregistrés par Bentouati et Bouzidi (2011) dans la Wilaya de Sétif (valeur maximale moyenne est de l'ordre de $126,80 \pm 45,95$ mg/l). Pour les plantes qui assimilent l'azote sous la forme NO_3^- , les nitrates sont indispensables, car ils jouent un rôle majeur comme fertilisant, mais aussi comme indicateur de pollution (Djermakoye, 2005). Pendant la saison pluvieuse, le lessivage des fertilisants utilisés dans les sols agricoles situés sur les bords du barrage, peut être probablement à l'origine de l'augmentation des teneurs en nitrates dans les eaux (Ghannam et al., 2017). Selon Bentouati et Bouzidi (2011), les valeurs obtenues concernant ce paramètre, dans les eaux souterraines de la Wilaya de Sétif (valeur maximale moyenne est de l'ordre de $126,80 \pm 45,95$ mg/l), dépassent largement les valeurs enregistrées au niveau des eaux du barrage Cheffia et Mexa.

Notant que, cette augmentation subite de la teneur en nitrates, correspond généralement aux périodes d'introduction des engrais dans les terrains agricoles, ou les ions nitrate non

assimilés par les plantes en saison pluvieuse, vont être entraînés par lessivage, ce qui provoque une augmentation des teneurs des nitrates, induisant une prolifération importante des plantes et algues en surface, ce qui cause de graves problèmes de santé publique, tel que la méthémoglobinémie. L'oxydation de l'ammoniac est à l'origine des fortes teneurs en nitrite (Harrat, 2007).

Contrairement aux ions, dont leur concentration connaît une nette augmentation en saison pluvieuse, d'autres ions connaissent une évolution totalement opposée, avec des concentrations élevées enregistrées durant la saison sèche, cela a fait que la minéralisation totale (MT) des eaux des deux barrages étudiés est plus accentuée durant cette saison. Ce phénomène a été rapporté par Akindede et Adeniyi (2013), expliquant cette évolution de la MT, par le processus d'évaporation des eaux en saison chaude (sèche), induisant une concentration des ions dans les eaux de surface.

La faible variabilité mensuelle de ces trois paramètres (différentes formes d'azote, profondeur Secchi et chlorophylle-a) qui ont servi pour calculer les indices de Carlson, explique la quasi stabilité de la valeur globale du TSI autour d'une valeur moyenne de 64,05 et 68,41 pour le barrage de Cheffia et Mexa respectivement, classant leurs eaux dans la catégorie eutrophe et cela durant toute la période d'étude. Il faut noter que chacun des paramètres étudiés possède un degré de fluctuation mensuelle quasi semblable dans les deux barrages d'eau, cette observation peut être expliquée par la nature géologique et écologique du bassin versant des deux barrages, mais aussi par des conditions climatiques communes (la même aire géographique).

Quant à la température de l'eau brute, une mesure verticale (en profondeur), de ce paramètre a été réalisée pour établir un profil thermique vertical des eaux, mettre en évidence la présence éventuelle d'une stratification thermique, et étudier ses caractéristiques. Suite à cette étude, il s'est avéré que les deux barrages d'eaux étudiés, connaissent une stratification thermique qui se forme au mois de juin et qui persiste jusqu'au mois de novembre, avec des couches de température (épi, méta et hypolimnion) nettement plus épaisses en période estivale, qu'automnale. Arrivé en hiver, les différentes couches disparaissent laissant place à une colonne d'eau dont la température est quasi homogène, cet état de non stratification des eaux, caractérise aussi les mois de la période printanière. Quant à la température de l'eau mesurée en surface était voisine à la température ambiante, car généralement la température des eaux de surface dépend du climat et des conditions atmosphériques (Rodier et al., 2009).

Un autre profil vertical a été établi, dont l'apparence s'est avéré quasi identique au profil thermique des eaux, c'est le profil de l'oxygène dissous (OD), ce dernier est considéré comme l'un des paramètres les plus sensibles à la pollution, car c'est un excellent indicateur de la qualité des eaux (Makhoukh et al., 2011). On a observé une réduction progressive des concentrations de l'OD, avec l'augmentation de la température et la profondeur, donc fortement influençables par la température de l'air (Hébert et Légaré, 2000), cela explique les concentrations d'OD nettement supérieures aux mois du premier semestre de l'année 2013, que celles enregistrées au deuxième semestre.

Les principales sources d'oxygène dissous sont ; la photosynthèse et les apports de l'atmosphère (Gaujous ,1995). Par conséquent, les couches inférieures du réservoir (hypolimnion) sont généralement isolées de ces sources, c'est pourquoi on observe une déplétion progressive de OD dans cette couche profonde. Le taux d'appauvrissement en oxygène hypolimnitique est reconnu depuis longtemps comme une donnée métabolique d'un lac (ou barrage), spécifiquement en tant qu'état trophique (Codd, 2000 ; Craun, 2002 ; Zaitlin et Watson, 2006 ;NAWR, 2004),en plus l'oxygène dissous disponible, est limité par la solubilité de l'oxygène maximale de 9 mg/l à 20°C, qui décroît avec la température et la présence de polluants dans les cours d'eau (Rodier et al. 2009).

Le calcul du DOH, pour les deux barrages étudiés, a révélé des valeurs légèrement plus élevées dans le cas du barrage Mexa, indiquant une consommation biologique d'oxygène dissous hypolimnetique plus importante, expliquée probablement par une richesse en éléments nutritifs plus importante dans le cas du barrage Mexa (TSI.G Mexa>TSI.G Cheffia),et donc croissance accrue de la microflore aquatique aérobie présente.

L'analyse des résultats des écarts obtenus (Déviation),entre les différents indices d'état trophique (TSI (Chl),TSI (TN),TSI (TP),TSI (PS)), a permis d'établir un cycle annuel, des changements, qui se produisent dans les eaux des deux barrages étudiés, ces changements sont illustrés par la figure 69 et 70et incluent:

- ❖ La nature des particules en suspension,causant la réduction de la transparence ;
- ❖ Présence ou absence de limitation de l'élément phosphore inorganique, par rapport à la croissance de la communauté phytoplanctonique présente ;
- ❖ Présence ou absence de limitation en élément azote, par rapport à la croissance de la communauté phytoplanctonique présente.

En se basant sur ces critères, le barrage Cheffia, passe par quatre périodes dont les caractéristiques sont plus ou moins différentes (voir figure 69) :

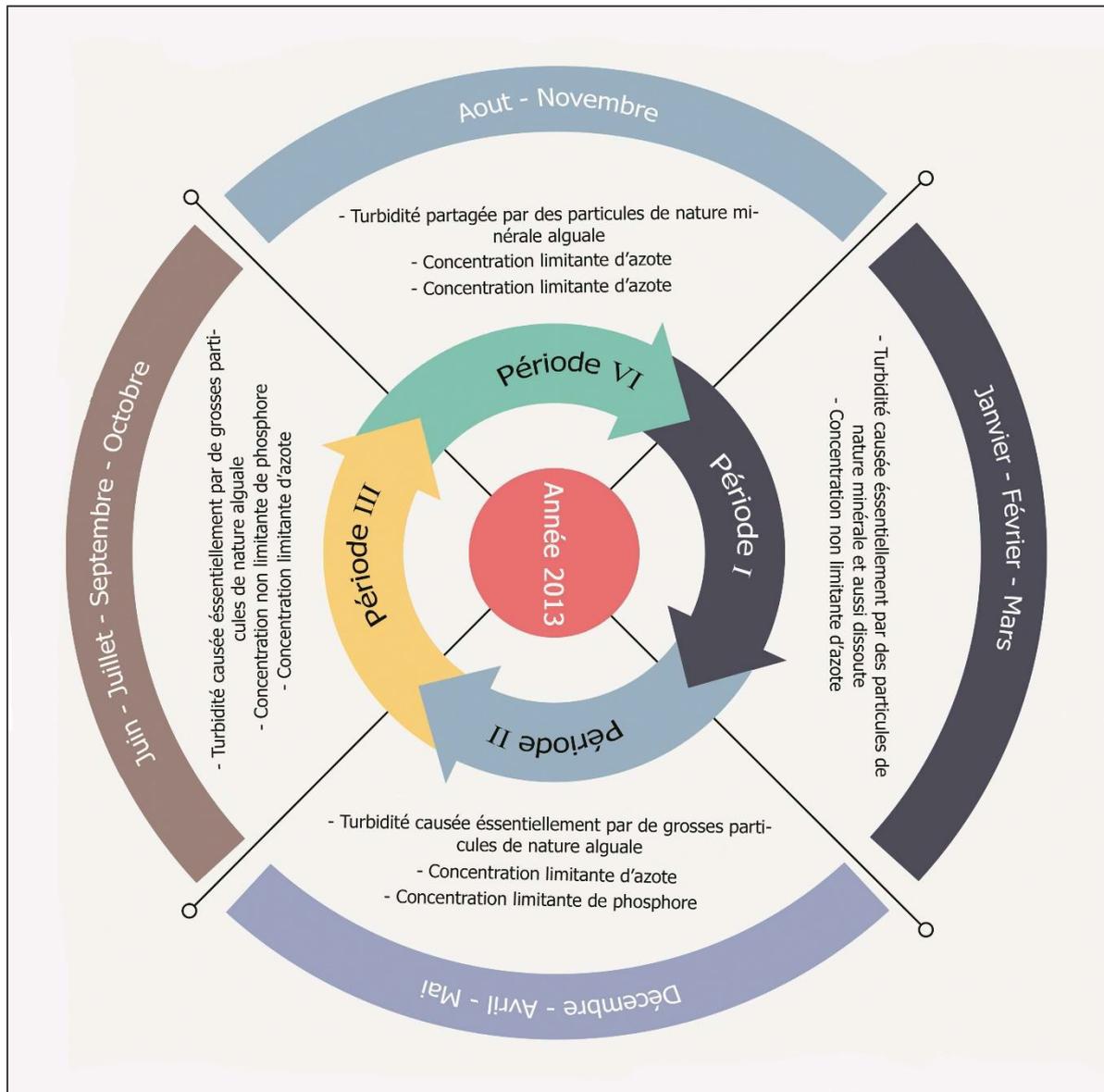


Figure 69 : Cycle annuel de la nature des éléments modifiant la transparence de l'eau, ainsi que le rapport entre l'élément N et P avec la croissance phytoplanctonique dans le barrage de Cheffia (année 2013).

❖ Une première période ; où la température de l'eau connaît des valeurs les plus faibles de l'année 2013, durant les mois de janvier, février et mars, avec une profondeur

Secchi ne dépassant pas 1,85m (cf.Chap. III § IV.1), cette turbidité accrue est due essentiellement aux particules en suspension et aussi dissoutes de nature minérale, qui a comme origine pendant cette période pluvieuse, les eaux de ruissellement et de lessivage du bassin versant du barrage, chargées en particules du sol. Dans cette même période, la communauté phytoplanctonique est caractérisée par une biomasse globale relativement faible aux autres mois de l'année (cf. Chap. III § IV.5), les éléments P et N se trouvaient durant cette période avec des concentrations non limitantes.

❖ Une deuxième période ; succédant la première et qui se ferait distinguer par le fait que la transparence de l'eau, est affectée cette fois-ci par des particules en suspension constituées par les unités de croissance du phytoplancton (cellules, filaments,colonies), cela correspond au mois d'avril et de mai dans lesquels, un début de croissance algale est observé(cf. Chap. III § IV.3)et qui est accompagné d'une consommation des formes minérales d'azote et de phosphore, causant une limitation de ces derniers, en terme de concentration.

❖ Les mêmes conditions de transparence, et de limitation en azote s'accroissent au mois de juin jusqu'à octobre, cependant une absence de limitation en phosphore est notée. Cela constitue ; La troisième période de l'année.

❖ Suit par une autre période où le développement algal diminue progressivement, cela a fait que la transparence de l'eau est influencée à la fois par des particules en suspension de nature phytoplanctonique et minérale, avec une limitation enregistrée en élément azote et phosphore minérale c'est ; La quatrième période de l'année.

Ces quatre périodes, retrouvées dans le barrage de Cheffia, sont réduites en seulement deux grandes périodes dans le cas du barrage de Mexa (voir figure 70) :

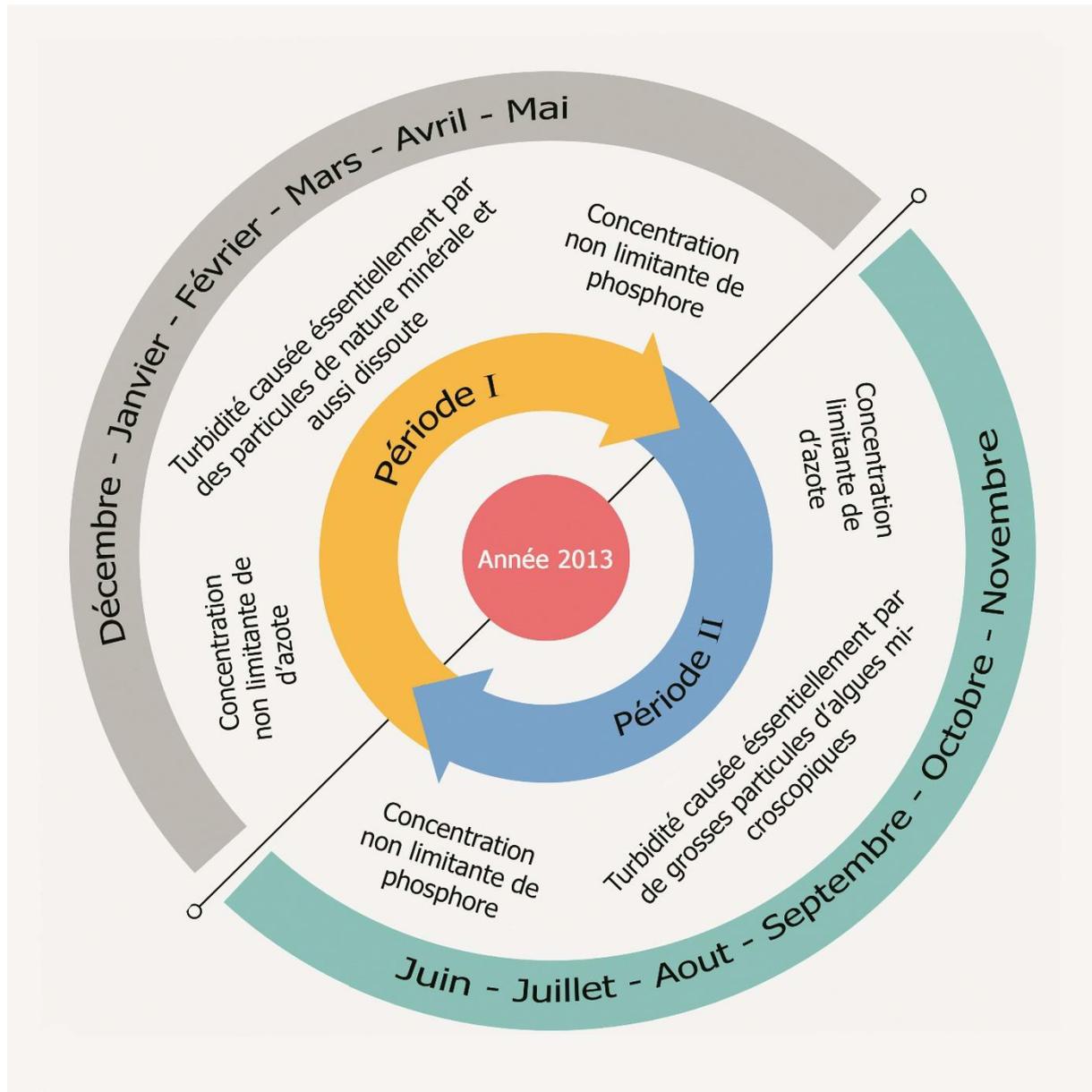


Figure 70 : Cycle annuel de la nature des éléments modifiant la transparence de l'eau, ainsi que le rapport entre l'élément N et P avec la croissance phytoplanctonique dans le barrage Mexa (année 2013).

❖ Une première période ; où la transparence est affectée essentiellement par des particules de type minérale et la biomasse phytoplanctonique, relativement faible durant cette période de l'année (de décembre jusqu'à mai), par conséquent une consommation des éléments phosphore et azote faible par le phytoplancton, permettant à ces éléments de se retrouver avec des concentrations relativement élevées.

❖ Une deuxième période commence dès que le développement algal s'accroît, la concentration des éléments N et P devient limitante suite à une bioconsommation, et la transparence de l'eau sera davantage affectée par la biomasse phytoplanctonique, que par la matière minérale en suspension dans l'eau.

Ces observations sont rapportées par plusieurs auteurs, parmi : Carvalho et Kirika (2003) indiquent que la diminution de l'apport des nutriments réduit la concentration du phosphore dans les lacs, ce qui réduit la biomasse du phytoplancton. Kleeberg et Dude (1977) ainsi que Festy et al. (2003), ont préconisé le rôle direct du phosphore dans le développement algale et l'eutrophisation des masses d'eau, phénomène aux conséquences environnementales et sanitaires (libération de toxines algales). Martynez et Tavera (2005), ont constaté que la nature oligotrophique du lac, est indiquée par la diminution de la concentration de phosphore total. Bergman (1999), a observé une diminution marquée de la transparence de la profondeur de Secchi, avec l'augmentation des concentrations de phosphore et de chlorophylle. Lech Kufe (2001), a établi une corrélation entre la chlorophylle et le phosphore dans les lacs mésotrophes. Xie et al (2003), ont signalé une coïncidence persistante entre l'apparition de la prolifération des microcystis (algue bleu-vert) et celle du phosphore. Cependant, Un avis opposé, concernant l'implication du phosphore dans l'eutrophisation des eaux, est rapporté par Bennion et Smith (2000).

La surveillance de l'état trophique, est un élément important de l'évaluation et de la gestion des écosystèmes lacustres. Comme le phosphore est un nutriment limitant dans la croissance des algues (Horne et Goldman, 1994), le phosphore total est couramment mesuré dans l'évaluation de l'état trophique. La concentration d'algues peut être estimée indirectement en déterminant la chlorophylle a.

Alors que le disque de Secchi, est utilisé pour mesurer la transparence de l'eau. La transparence dépend de la densité des populations d'algues et d'autres solides en suspension dans l'eau (Heiskary, 1985).

Selon Steffanson et al (2001), bien que l'eutrophisation soit un processus naturel, elle est souvent accélérée au cours du temps par des activités humaines appelées eutrophisation

culturelle. Les êtres humains influencent les écosystèmes lacustres en augmentant la concentration des éléments nutritifs des plantes, principalement le phosphore (Harper, 1992).

Les nutriments, peuvent pénétrer dans les lacs, le ruissellement agricole, les eaux usées , ainsi que par l'élevage du bétail. Cela entraîne un enrichissement excessif des éléments nutritifs dans les masses d'eau, conduisant à la prolifération d'algues. Le processus de décomposition de la biomasse des algues mortes, peut également entraîner l'épuisement de l'oxygène dissous dans les lacs, ce qui entraîne un environnement anoxique (Devi Prasad et Siddaraju, 2012).

L'évaluation de la qualité physicochimique des eaux, des deux barrages par comparaison des résultats obtenus, aux valeurs de la norme Algérienne de la qualité des eaux de surface destinée pour un traitement de potabilisation, par le biais de L'IQE, à permis de classer les eaux des deux barrages dans la catégorie « moyenne », traduisant une qualité des eaux ordinairement préservée. Cependant, elle est aussi occasionnellement détériorée, car les valeurs des paramètres dosés, s'écartent parfois des valeurs normes de la qualité des eaux de surface destinées à être potabilisées.

VI. Conclusion

Le but de l'étude des paramètres physico-chimiques des eaux des deux barrages étudiés, rentre dans le cadre de l'évaluation, gestion et la protection de ses eaux, en mettant en évidence certaines caractéristiques propres aux eaux étudiées, à savoir :

- 1- La teneur des eaux en éléments physico-chimiques, et leur modalité de variation dans le temps ;
- 2- La présence de stratification thermique, régissant le mouvement des composants chimiques dans la masse d'eau des deux barrages ;
- 3- Le faciès chimique, et la présence éventuelle de cations ou d'anions dominants ;
- 4- Le déficit en oxygène dissous hypolimnitique, afin de déterminer l'état trophique des eaux ;
- 5- L'état trophique des eaux ;
- 6- Aptitudes des eaux à être exploitées à différents usages.

L'étude de la variation des différents paramètres physico-chimiques mesurés, nous a permis de faire ressortir deux facteurs principaux influençant cette variation :

❖ Le premier concerne la pluviométrie, possédant un effet double sur la teneur des eaux en éléments chimiques : un effet de concentration de certains éléments, par lessivage des sols du bassin versant, constituant un apport important de composés organiques et minérales dans les eaux du barrage, et un effet de dilution pour d'autres éléments minéraux dans les eaux.

❖ Le deuxième facteur climatique ; concerne la température de l'air, responsable de l'évaporation des eaux durant la saison chaude, concentrant ainsi les éléments chimique dans les eaux. Elle possède aussi une influence directe sur la solubilité des gaz notamment de l'oxygène et sur la vitesse des réactions chimiques. Toutes ses conséquences directes de la température de l'air, influencent à leur tour les populations d'organismes vivants dans le plan d'eau constituée par les barrages étudiés. Cette même température par ses valeurs relativement élevées durant la période allant du mois de juin jusqu'à octobre

provoque une stratification thermique au sein des eaux des deux barrages étudiés ralentissant le transfert des composants chimiques entre les différentes couches de température créés, et donc menant à une hétérogénéité de composition des plans d'eau (barrage).

Le fait que les deux barrages étudiés, se trouvent dans la même région géographique, l'ensemble des résultats précités(modalités de variation des paramètres, influence des facteurs climatiques et l'état de stratification des eaux) sont avérés similaires dans le cas des deux barrages. Cette similitude entre les deux barrages concerne également le faciès chimique des eaux, la qualité des eaux évaluées par les indices de Carlson (TSI) et l'indice de qualité des eaux (IQE), classant les eaux des deux barrages dans la catégorie «eutrophe» pour le TSI, et "moyen" pour l'indice IQE. Cependant les valeurs retrouvées du TSI et du IQE, font que les eaux du barrage Mexa, sont de qualité légèrement inférieure à celle de Cheffia, cela est observé aussi lors du calcul de l'oxygène dissous hypolimnitique, qui ce dernier a montré une activité biologique légèrement élevée dans le cas du barrage Mexa, traduisant une composition en éléments nutritifs légèrement plus élevés.



CONCLUSION GÉNÉRALE

Au cours de cette étude, nous avons contribué à comparer les caractéristiques microbiologiques et physicochimiques des eaux brutes des deux barrages situés à l'extrême Est Algérien : barrage Cheffia et Mexa.

L'étude microbiologique, incluant le dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale (GICF) et la communauté d'organismes photosynthétiques, représentée par le phytoplancton ;

L'étude qualitative et quantitative des GICF a montré que ces germes sont apportés aux eaux des deux barrages étudiés, principalement par les eaux des oueds qui les alimentent, avec une source de GICF de nature animale dans le cas du barrage Mexa ; et de nature humaine pour le barrage de Cheffia.

L'évaluation des taux de ces germes, a révélé une contamination nettement supérieure dans le barrage de Mexa, comparativement aux taux enregistrés dans le barrage de Cheffia, avec une tendance de ces germes à prendre des densités plus importantes dans l'eau durant les mois à pluviométrie élevée.

L'évolution de la qualité microbiologique, des eaux des deux barrages étudiés pour différents usages, indique une aptitude de leur eau à être utilisée pour produire de l'eau potable, et aussi pour irriguer tous types de cultures agricoles, à l'exception de l'usage récréatif, où les eaux des deux barrages sont avérées de qualité médiocre.

Le dénombrement et l'identification du phytoplancton retrouvé dans les eaux des deux barrages étudiés, a montré une évolution mensuelle similaire de la densité cellulaire phytoplanctonique, et des concentrations en chlorophylle a dans les eaux des deux barrages, avec des taux plus élevés de ces deux paramètres, enregistrés durant le deuxième semestre de l'année 2013.

Le cycle annuel de succession de la communauté phytoplanctonique, se divisait en trois grandes périodes : une période de dominance des espèces cyanophytes ; qui coïncide avec la saison hivernale ; la deuxième période correspondant à la saison estivale et automnale ; se caractérise par une dominance des espèces chlorophytes. Entre ces deux périodes ; une durée plus courte où la composition taxonomique du phytoplancton, se caractérise par une absence

de phylum dominant, et donc une distribution plus ou moins homogène des individus algales, énumérée sur les différents phyla recensés.

Une omniprésence d'espèce cyanophytes toxigène, a été notée dans les eaux des deux barrages étudiés, durant toute la période d'étude, représentant un risque de santé publique par l'utilisation de leur eau. La qualité des eaux, évaluées sur la base des concentrations en chlorophylle a et sur le biovolume cellulaire phytoplanctonique, a montré que les eaux du barrage Cheffia et Mexa, avaient une qualité "moyenne". Cependant, le barrage Cheffia a une qualité d'eau légèrement supérieure, comparée à celle de Mexa.

À l'issue de l'étude des paramètres physicochimiques, une forte influence des conditions climatiques sur la teneur des eaux en éléments chimiques, a été notée en particulier :

La pluviométrie par son effet de dilution et de lessivage du bassin versant, ainsi que la température de l'air par son effet d'évaporation des eaux, contribuant à faire concentrer les éléments chimiques contenus dans l'eau d'une part, et sa capacité à provoquer une stratification thermique des eaux d'autre part, influençant ainsi le mouvement des éléments chimiques dans la masse d'eau des barrages.

Les taux de variation des éléments chimiques dans les eaux du barrage Cheffia, est plus rapide que celui retrouvé pour le barrage de Mexa, avec un faciès hydrochimique chloruré calcique et sulfatés calciques pour le barrage de Cheffia, alors que pour le barrage de Mexa, le faciès était chloruré, sulfatés - calciques et magnésien.

Sur le plan physicochimique de la qualité des eaux des deux barrages, s'est avérée moyenne pour un usage de production d'eau potable, justifiée par le fait que certaines valeurs du dosage des paramètres physicochimiques étudiés, s'écartaient parfois des valeurs normes de qualité des eaux de surface, à des fins de potabilisation.



**RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES**

Références bibliographiques

- Aas, E., Høkedal, J. et Sørensen, K. (2014). Secchi depth in the Oslofjord–Skagerrak area: theory, experiments and relationships to other quantities. *Ocean Sci.*, 10, 177–199.
- Achour, S., Guergazi, S. (2002), Incidence de la minéralisation des eaux algériennes sur la réactivité de composés organiques vis-à-vis du chlore, *Rev. Sci. Eau*, 15, 3, 649-668.
- Addinsoft (2016). XLSTAT 2016 : Data Analysis and Statistical Solution for Microsoft Excel. Paris, France.
- AESN, Agence de l'Eau Seine-Normandie. (2003). La production et le traitement des eaux destinées à l'alimentation et à la préparation de denrées alimentaires. Editions Hachette livre.
- AFNOR, (2006). Norme guide pour le dénombrement du phytoplancton par microscopie inversée (méthode Utermöhl) – NF EN 15204. 39 pp.
- Ahlgren, G., Lundstedt, L., Brett, M., Forsberg, C. (1990). Lipid composition and food quality of some freshwater phytoplankton for cladoceran zooplankters. *Journal of Plankton Research* 12: 809–818.
- Akindele1, EO. et Adeniyi, IF. (2013). A study of the physico-chemical water quality, hydrology and zooplankton fauna of Opa Reservoir catchment area, Ile-Ife, Nigeria. *African Journal of Environmental Science and Technology*, Vol. 7(5), pp. 192-203.
- Alaoui L., Agoumi A., Moncef M., Mokhliss K., (2000). Etude du régime thermique de la retenue Al Massira 5Mroc). *Hydroecol. Appl. Tome 12 Vol. 1-2*, pp. 183- 206.
- Aleya, L. et Amblard, C. (1989). Importance quantitative de différentes classes de taille phytoplanctoniques en milieu lacustre eutrophe. *Hydrobiologia* 183 : 97 -113.
- Amblard, E. (1992). Les successions phytoplanctonique en milieu lacustre. *Ann. Bio.*, 26 Vol. 1, pp 1-34.
- Aminot A., Chausspiéd M. (1983), Manuel des analyses chimiques en milieu marin. 395p.
- An Y. J., Kampbell D. H., et Breidenbach G. P., (2002). *Escherichia coli* and total coliforms in water and sediments at lake marinas. *Environmental Pollution*, 120: 771–778.
- Anagnostidis, K., Komarek, J. (1985). Modern approach to the classification system of cyanophytes. 1. Introduction. *Archiv fur Hydrobiol./Algol.Stud.* 38/39 :291-302.
- Anagnostidis, K., Komarek, J. (1988). Modern approach to the classification system of cyanophytes. 4. Nostocales. *Archiv fur Hydrobiol./Algol.Stud.* 56: 517- 526.
- Anderson, D.M., Glibert, P.M., et Burkholder, J.M. (2002). Harmful algal blooms and eutrophication: Nutrient sources, composition, and consequences. *Estuaries.*, 25: 704-726.

- Angelier, E. (2003). Introduction à l'écologie. Des écosystèmes naturels à l'écosystème humain. Edit : Tec et Doc, paris. 230 p.
- Angelli, N. (1980). interaction entre la qualité des eaux et les éléments de son plancton. Gauthier Villars, pp. 97- 146.
- ANRH, Agence Nationale des Ressources Hydrauliques (2012). L'état et qualité des eaux des barrages en Algérie. 355p.
- Avery, S.M., Moore, A., et Hutchison, M.L. (2004). Fate of Escherichia coli originating from livestock faeces deposited directly onto pasture. Letters in Applied Microbiology. 38 (5), 355-359.
- Back, W., Hanshaw, B.B (1965). Chemical geohydrology. Adv Hydrosci, 2: 49-109.
- Bahroun,S.(2006). Impact des eaux usees urbaines et industrielles sur les eaux naturelles dans la region d'El Tarf. Memoire de Magister en Hydrogéologie, Universite Badji Mokhtar-Annaba.160p.
- Barbault, R. (1981). Ecologie des populations et des peuplements. Collection Biologie et Maitrise, Masson (ed), Paris : 1-208.
- Barbe, J., Lafont, M., Mouthon, J., et Philippe M. (2003). Protocole actualisé de la diagnose rapide des plans d'eau. Département Gestion des Milieux Aquatiques, Unité de Recherche Biologie des Ecosystèmes Aquatiques, Laboratoire Diagnose des Systèmes Aquatiques et Cemagref - Groupement de Lyon, France. 31p.
- Barroin, G. (1999). Limnologie appliquée au traitement des lacs et des plans d'eau. I.N.R.A. Thonon-les-Bains, 119p.
- Barthe, C., Perron, J., et Perron, J.M.R. (1998). Guide d'interprétation des paramètres microbiologiques d'intérêt dans le domaine de l'eau potable. Document de travail (version préliminaire), ministère de l'Environnement du Québec, 155 p.
- Bartram, J., Carmichael, W.W., Chorus, I., Jones, J., Skulberg, O.M. (1999). Introduction. In I. Chorus, J. Bartram [eds.], Toxic Cyanobacteria in Water : A guide to their public health consequences, monitoring and management. WHO, New York.
- Baudart, J., Grabulos, J., Barousseau, J.P., et Lebaron, P. (2000). Salmonella spp. and fecal coliform loads in coastal waters from a point vs. nonpoint source of pollution. Journal of Environmental Quality 29 (1), 241-250.
- Baykal T., Udoh U.A., et Yıldız K. (2001). The algal flora and seasonal variations of species abundance in Kilicozu Stream (Kirşehir) TURKEY. Journal of Phytological Research 14 : 43-54
- Baykal, T., Acikgoz I., Udoh Abel U. et Yildiz K. (2011). Seasonal variations in phytoplankton composition and biomass in a small lowland river-lake system (Melen River, Turkey). Turk J Biol 35 :17.

- Belhadj, M.Z. (2007). Etude de la pollution des eaux de surface du barrage de Zit El Anba. Région Est de Skikda. NE algérien. Mémoire de Magister Dép. Hydrau. Univ. Batna. 225 p.
- Belhadj, M.Z., Boudoukha, A. et Mezedjri, L. (2011). Qualité Des Eaux De Surface et Leur Impact Sur L'environnement Dans la Wilaya de Skikda (Nord-est de l'Algérie). (Contamination Naturelle Par le Mercure). European Journal of Scientific Research. 56, 2, 204-211.
- Bennion, H., Smith, M.A. (2000). Variability in the water chemistry of shallow ponds of South East England with special reference to the seasonality of nutrient and modeling trophic state. *Hydrobiologia*, 436: 145-158.
- Bentouati, L., et Bouzidi., A. (2011). Etude de la qualité des eaux souterraines de la Wilaya de Sétif » ScienceLib Editions Mersenne, 3 : 111-207.
- Bergman, E. (1999). changes in the nutrient load and lake water chemistry in lake Ringsjoin, Southern Sweden from 1966-1996. *Hydrobiologia* 404: 9-18.
- Bernhardt, H., et Wilhelms, A. (1972). The pollution of a reservoir by inflowing bacteria and their degradation. *Gasu. Wass Fach (Wass. Abwass.) [Ger.]*, 113: 303.
- Bigot L., Bodot, P. (1973). Contribution à l'étude biocénétique de la garrigue a *Quercus coccifera*. *Vie et Milieu*, 23(2C) : 229-249 et 251- 267.
- Binderheim E., et Göggel W. (2007). Méthodes d'analyse et d'appréciation des cours d'eau. Aspect général. L'environnement pratique no 0701. Office fédéral de l'environnement, Berne. 43 p.
- Biokar diagnostics (2009), Gélose lactosée au TTC et au Tergitol 7, Fiche technique – BK123/F/2002-10 : 7. p.5.
- Biokar diagnostics (2010), Gélose TSC (base), Fiche technique - BK031/F/2003-09 : 12. p.6.
- Biokar diagnostics (2011), Gélose de SLANETZ et BARTLEY, Fiche technique - BK037BK129/F/2003-01 : 8. p.5.
- Bitton G. (1999). *Wastewater Microbiologie*. John Wiley et Sons, 578p.
- Blais S. (2003). La problématique des cyanobactéries (algues bleu-vert) à la baie de Missisquoi en 2001. *Agrosol*, vol. 13. N° 2, pp. 103- 110.
- Blumenthal, U.J. et Coll. (2000). Guidelines for the microbiological quality of treated wastewater used in agriculture : Recommendations for reviding OMS guidelines, *Bulletin de l'Organisation mondiale de la santé*, vol.78, n°9, p 1104-1116.
- Boeglin, J.L., Ndam, J.R. et Braun, J.J. (2003). Composition of the Different Reservoir Waters in a Tropical Humid Area : Example of the Nsimi Catchment (Southern Cameroon). *Journal of African Earth Sciences*, 37, 103-110.

- Borrego, A.F. et Romero, P. (1982). Study of the microbiological pollution of a Malaga littoral area II. Relationship between fecal coliforms and fecal streptococci. VIe journée étud. Pollutions, Cannes, France, pp. 561-569.
- Botes, L. (2003). Phytoplankton Identification Catalogue. Saldanha Bay, South Africa, April 2001. GloBallast Monograph Series No. 7. IMO London.
- Boudoukha, A., Bouguerne, A. (2010). Les métaux lourds dans les eaux de surface de Oued Bousselem ; discussion des données analytiques. Geomaghreb, 6, 97-104.
- Boudoukha, A., Boulaarak, M. (2013). Pollution des eaux du barrage de Hammam Grouz par les nutriments (Est algérien). Bull. Serv. Géol. Nat. Vol. 24 (2).
- Bouguerne, A. (2001). Etude comparative par analyse hydrologique et hydrochimique des eaux de surface des bassins versants de oued Bousselem et Oued Rhumel. Mémoire de Magister Dép. Hydrau. Univ. Batna. 252 p.
- Bourrelly, P. (1966). Les algues d'eau douces, initiation à la systématique. Tome 1 : Les algues vertes. Edition N. Boubée et Cie, Paris, 572p.
- Bourrelly, P. (1981). Les algues d'eau douces, initiation à la systématique. Tome II : Les algues jaunes et brunes. Chrysophycées, Phéophycées, Xanthophycées et Diatomées. Edition N. Boubée et Cie, Paris, 518p.
- Bourrelly, P. (1985). Les algues d'eau douces, initiation à la systématique. Tome III : Les algues bleues et rouges. Edition N. Boubée et Cie, Paris, 600p.
- Bourrelly, P. (1991). Cyanophycées. Encyclopedia Universalis, 979- 981.
- Bourrelly, P.(1990). Les algues d'eau douces, initiation à la systématique. Tome I : Les algues vertes. Edition N. Boubée et Cie, Paris, 569p.
- Bousaab, H., Nassif, N., El Samrani, A. G., Daoud, R., Medawar, S., et Ouaini, N. (2007). Suivi de la qualité bactériologique des eaux de surface (rivière nahr ibrahim, Liban). Revue des sciences de l'eau / Journal of Water Science, 2, 341-352.
- Bovesse, et Depelchin, (1980). Cartographie de la pollution des cours d'eau de la province de Namur : analyses bactériologiques. Rapport final (janvier 1979-janvier 1980). 25 p.
- Boyd, C.E., Tucker, C.S. (1998). Pond Aquaculture Water Quality Management. Norwell, MA, USA : Kluwer.
- Bremond, R., Vuichard, R. (1973). Paramètres de la qualité des eaux, OSPEPE, Paris.
- Brett, M. et Muller-Navarra, D. (1997). The role of highly unsaturated fatty acids in aquatic foodweb processes. Freshwater Biology 38: 483-499.
- Bricker, S.B., Clement, C.G., Pirhalla, D.E., Orlando, S.P., et Farrow, D.R.G. (1999). National Estuarine Eutrophication assessment. Effects of nutrients enrichment in the nation's estuaries. NOAA, National Ocean Service, Specials Projects Office and the National Centers for Coastal Ocean Science. Silver Spring, 71 p.

- Brown, T., et Simpson, J.(2001). Watershed Protection Techniques, suppl. Special Issue: Urban Lake Management; Ellicott City Vol. 3, N° 4, 771-781.
- Camargo, J.A., Alonso, A. (2006). Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems : a global assessment. *Environ Int* 32(6) :831–849.
- Capblancq, J. (1995). Production primaire autotrophe In « Limnologie générale » (R. Pourriot et M. Meybeck), pp. 228-252. Masson, Paris, Milan Barcelona.
- Carl Bro International, (1999). Etude bathymétrique et limnologique du lac de Guiers. Rapport de synthèse Hydroconsult international, SGPRE. 119 p.
- Carlson, R.E. (1977). A trophic state index for lakes. *Limnology and Oceanography*. 22:361-369.
- Carlson, R.E. (1992). Expanding the trophic state concept to identify non-nutrient limited lakes and reservoirs. [In] Proceedings of a National Conference on Enhancing the States' Lake Management Programs. Monitoring and Lake Impact Assessment. Chicago. pp. 59-71.
- Carlson, R.E., Simpson, J. (1996). A Coordinator's Guide to Volunteer Lake Monitoring Methods. North American Lake Management Society. 96 pp.
- Carmichael, W.W. (1992). Cyanobacteria secondary metabolites-The cyanotoxins. *Journal of applied bacteriology*, 72: 445-459.
- Carmichael, W.W. (1997). The Cyanotoxins. *Adv. Bot. Res.*, 27, 211,-256.
- Carmichael, W.W., Min-ruan, Y., Zhen-rong, H., Jia6wan, H., et Iia-lu, Y. (1988). Occurrence of the toxic cyanobacterium (blue-green alga). *Microcystis aeruginosa* in central China. *Arch. Hydrobiol.*, 114 (1) : 21-30.
- Caron, D.A. (1994). Inorganic nutrients, bacteria, and the microbial loop. *Microb. Ecol.*, 28: 295-298.
- Carvalho, L., Dudley, B., Dodkins, I., Clarke, R., Jones, I., Thackeray, S. et Maberly, S. (2007). Phytoplankton Classification Tool (Phase 2). Project funders/partners : SNIFFER (WFD80) & Environment Agency.104p.
- Carvalho, L., Kirka, A. (2003). Changes in shallow lake functioning response to climate changes and nutrient reduction. *Hydrobiologia*. 506: 789-796.
- Carvalho, L., Lepisto, L., Rissanen, J., Pietiläinen, O. P., Rekolainen, S., Torok, L., Solheim, A. L., Saloranta, T., Ptacnik, R., Tartari, G., Cardoso, A. C., Premazzi, G., Gunn, I., Penning, E., Hanganu, J., Hellsten, S., Orhan, I., Navodaru, I. (2006). Nutrients and eutrophication in lakes. In A. Solimini, A. C. Cardoso, A. S. Heiskanen [eds.], Indicateurs and methods for the ecological status assessment under the Water Framework Directive : Linkages between chemical and biological quality of surface waters, pp. 3-32. REBECCA, Italy.
- CCME, Conseil canadien des ministres de l'environnement. (2001). Recommandations canadiennes pour la qualité des eaux : protection de la vie aquatique. Indice de qualité des

- eaux du CCME 1.0. Rapport technique. Dans : Recommandations canadiennes pour la qualité de l'environnement, 1999, Conseil canadien des ministres de l'environnement, Winnipeg.
- CCME, le Conseil Canadien des Ministres de l'Environnement, (2008). Recommandations pour la qualité des eaux au Canada, Ottawa, Ontario, 17p.
- CCME, le Conseil Canadien des Ministres de l'Environnement, (2011). Manuel des protocoles d'échantillonnage pour l'analyse de la qualité de l'eau au Canada, Ottawa, Ontario, 219p.
- CEAEQ, Centre d'Expertise en Analyse Environnementale du Québec. (2012). Identification, dénombrement et estimation du biovolume des cyanobactéries et des algues, Ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs du Québec, 22 p.
- Chaïb N., Alfarhan Ahmed H., Al-rasheid Khaled A.S., et Samraoui B. (2011). Environmental determinants of diatom assemblages along a North African wadi, the Kebir-East, North-East Algeria *J. Limnol.*, 70(1): 33-40.
- Chaïb N., et Samraoui B. (2011). Evaluation de la qualité physico-chimique des eaux de l'oued Kebir-Est et de ses principaux affluents (Nord-Est algérien). *Secheresse* 22 : 171-7. doi : 10.1684/sec.2011.0309.
- Champiat, D. et Larpent, J. P. (1994). *Biologie des eaux. Méthodes et techniques*. Masson, Paris, pp.184-189.
- Cherif, H., Silimi, A., et Ghouli, M. (2001). La résistance aux antibiotiques des *Salmonella* dans les eaux de rivière de Sétif. *Science et Technologie*, 16: 55-62.
- Chisholm, S. W. (1995). The iron hypothesis : Basic research meets environmental policy. *Reviews of Geophysics* 33: 1277-1296.
- Chorus, I., Bartram, J., (1999). *Toxic Cyanobacteria in Water : a Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring and Management*. E & FN Spon : London. 416 p.
- Chrétiennot-Dinet, M.J. (1998). Global increase of algal blooms, toxic events, casual species introductions and biodiversity. *Oceanis*. 24: 223-238.
- Clausen E-M., Green B-L., et Litsky W. (1977). Fécals Streptococci. Indicators of pollution. In : Hoadley AW. , Dutka BG, édit., *Bactériels indicateurs /Health hazards associated of water*. American Society for Testing of Materials, ASTM STP 635, pp : 247-264.
- Codd, G.A. (2000). Cyanobacterial toxins, the perception of water quality, and the prioritisation of eutrophication control. *Ecol. Eng.*, 16: 51-60.
- Codd, G.A., Bell, S.G. (1985). Eutrophication and toxic Cyanobacteria in freshwaters *Wat. Pollut. Control*, 84 (2) : 225-232.
- Cogels, F.X., Thiam, A. et Gac, J.Y. (1993). Premiers effets des barrages du fleuve Sénégal sur le lac de Guiers. *Rev. Hydrobiol. Trop.*, 26 (2) : 105-117.

- Cole, J.J., Findlay, S., et Pace, M.L. (1988). Bacterial production in Fresh and saltwater : A crosssystem overview. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 43: 1-10.
- Compere, P. (1998). Tentative key for the determination of freshwater diatom genera. *Doc. J. Nat. Belg. Comm. pers* : 1-14.
- Cook, C. M., Vardaka, E., et Lanaras, T. (2004). Toxic cyanobacteria in Greek Freshwaters, 1987–2000: Oc-currence, toxicity, and impacts in the Mediterranean region. *Acta Hydrochimica et Hydrobiologica*, 32, 107–124.
- Corbeil, C., Dion, M.E. et Néron, D. (2007). Diagnose écologique sommaire de lacs du territoire de saint-aimé-des-lacs. Groupe Hémisphères. Canada.31p.
- Correll, D.L. (1996). The role of phosphorus in the eutrophication of receiving waters : A review. *J. Environ. Qual.*, 27: 261-266.
- Coté, R., Bussières, D., et Desagne, P. (2002). Distribution spatio-temporelle du phytoplancton et du zooplancton dans le lac Saint-Jean (Québec), un réservoir hydroélectrique. *Rev. Sci. Eau*. 15 (3), 597-614.
- Couté, A., Bernard, C. (2001). Les cyanobactéries toxiques. In : *Toxines d'algues dans l'alimentation*, Frémy, J. M. & Lassus, P. (Ed), Ifremer, Brest, 21-37.
- Couté, A., Chauveau, O. (1994). *Algae*. Encyclopaedia Biospeologica I, éd., Société de Biopédologie, ISSN 0398-7973, 3ème trimestre : 371-380.
- Couté, A. et Rousselin, G. (1975). Contribution à l'étude des algues d'eau douce du Moyen Niger (Mali). *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle Sér. 3* 277: 73-175.
- Craun, G.F., Nwachuku, N., Calderon, R.L., et Craun, M.F. (2002). Outbreaks in drinking-water systems, 1991-1998. *J. Environ Health*, 65: 16-23.
- CREPA, Centre Régional pour l'Eau Potable et l'Assainissement à faible coût, Centre collaborant de l'OMS. (2007). Contrôle et suivi de la qualité des eaux usées protocole de détermination des paramètres physico-chimiques et bactériologiques : Physico-chimie, Organique, Bactériologie.52p.
- Cupp, Easter E. (1943). *Marine Plankton Diatoms of the West Coast of North America*. University of California press Berkeley and Los Angeles, 241p.
- Daniel, T.C., Sharpley, A.N., et Lemunyon, J.L. (1996). Agricultural phosphorus and eutrophication: A symposium overview. *J. Environ. Qual.*, 27: 251-257.
- De Jonge, V.N., Elliott, M. et Orive, E. (2002). Causes, historical development, effects and future challenges of a common environmental problem: eutrophication. *Hydrobiologia*, 475: 1-19.
- De Villers, J., Squilbin, M., et Yourassowsky, C. (2005). *Qualité physicochimique et chimique des eaux de surface*. Institut Bruxellois pour la gestion de l'environnement.

- Debabza M. (2005). Analyse microbiologique des eaux des plages de la ville de Annaba Evaluation de la résistance aux antibiotiques des microorganismes pathogènes. Magister en microbiologie appliquée, Université Badji-Mokhtar, Annaba, 128p.
- Dégrémont (1984). Mémento technique de l'eau, Tome 1. 9^{ème} Ed.
- Demir, A. N., Fakioglu, Ö., et Dural, B. (2014). Phytoplankton functional groups provide a quality assessment method by the Q assemblage index in Lake Mogan (Turkey). Turkish Journal of Botany, 38: 169-179.
- De-Riviers, B. (2003). Biologie et phylogénie des algues. Tome : 2. Edit : Belin, 255p.
- Derwich, E., Benaabidate, L., Zian, A., Sadki, O., et Belghity, D. (2010). Caractérisation physico-chimique des eaux de la nappe alluviale du Haut Sebou en aval de sa confluence avec Oued Fes. Larhyss Journal, N° 08. 101-112.
- Desagne, P. (1999). Aspect de la productivité primaire et secondaire d'un réservoir hydroélectrique Québécois. Mem. Univ. Québec. 70p.
- Descy, J.P. et Coste, M. (1990). Utilisation des diatomées benthiques pour l'évaluation de la qualité des eaux courantes. Rapport final. UNECD-NAMUR, cemagref, Bordeaux CEEB. 112.
- Desikachary, T.V. (1959). Cyanophyta. Indian Coun. Agric. Res., New Delhi, 686 pp.
- Deufel, J. (1971). On the transmission of Enterococci in Lake Constance. Jour. Gas. u. Wars. Fuch. [Ger.], 112: 442.
- Devaux, J. (1976). Dynamique des populations phytoplanctonique dans deux lacs du massif central Français. Ann. Stat. Biol., 10. 185p.
- Devi Prasad, A. G., et Siddaraju. (2012). Carlson's Trophic State Index for the assessment of trophic status of two Lakes in Mandya district. Advances in Applied Science Research, 3 (5) :2992-2996.
- Devriese Luc A., Vandamme P., Pot B., Vanrobaeys M., Kersters K. et Haesebrouck F. (1998). Diffrentiation between Streptococcus gallolyticus strains of humain clinical and veterinary origins and Streptococcus bovis from the intestinal tracts of ruminants. Journal of Clinical Micrabiology, 38: 3520-3523.
- Dewailly E, Poirier, C. et Meyer F. M. (1986). Health hazards associated with windsurfing on polluted water. American Journal of Public Health, 76(6) : 690–691.
- DGSESC, Direction générale de la santé environnementale et de la sécurité des consommateurs. (2006). Les bactéries pathogènes d'origine hydrique : Micro-organismes préoccupants courants et émergents. Santé Canada.
- Dí'az-Pardo, E., Vazquez, G., et Lo'pez- Lo'pez, E. (1998). The phytoplankton community as a bioindicator of health conditions of Atezca Lake, Mexico. Aquat Ecosyst Health Manag 1:257–266.
- Dickman, E.M., Newell, J.M., Gonzalez, M.J. et Vanni, M.J. (2008). Light, nutrients, and food-chain length constrain planktonic energy transfer efficiency across multiple trophic

levels. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 105: 18408–12.

Direction de l'hydraulique d'El Tarf (Juin 2005). Situation du secteur hydraulique -21p.

Direction des forêts El Tarf (2004). Atlas (IV) des zones humides Algériennes d'importance Internationale, p84.

Direction du tourisme et de l'artisanat de la wilaya d'El Tarf (1998). Potentialités touristiques, thermales et artisanales de la wilaya d'El Tarf -14p.

Djermakoye, H. (2005). Les eaux résiduaires des tanneries et des teintureries ; Caractéristiques physico-chimiques, bactériologiques et impact sur les eaux de surface et les eaux souterraines. Thés Doc Pharmacie. Université de Bamako. 123p.

Djuikom E., Njine T., Nola M., Sikati V., et Jugnia L. B., (2006). Microbiological water quality of the Mfoundi River watershed at Yaound'e, Cameroon, as inferred from indicator bacteria of fecal contamination. Environmental Monitoring and Assessment, 122(1-3): 171–83.

Dodson, A.N., Thomas, W.H. (1964). Concentrating plankton in a gentle fashion. Limnol.Oceanogr. 9: 455-456.

Dokulil, M. T. (2003). Algae as ecological bio-indicators, in : Markert, B. A., Breure, A. M., Zeichmeister, H.G.[eds.], Bioindicators and biomonitoring - principles, concepts and applications, Trace metals and other contaminants in the environment, 285-327.

Dokulil, M., Chen, W. et Cai, Q. (2000). Anthropogenic impacts to large lakes in China : the Tai Hu example. Aquatic Ecosystem Health and Management, 3: 81 – 94.

Druart, J.C. et Rimet, F. (2008). Protocoles d'analyse du phytoplancton de l'INRA : prélèvement, dénombrement et biovolumes. INRA-Thonon, Rapport SHL 283, 96 p.

Dufour, P. (1972). Contribution à la connaissance des possibilités et limites de la méthode de dosage des pigments du phytoplancton. ORSTOM, Dot. Sci. Centre de Pointe Noire 24 : 1-25.

Edberg, S.C., Rice, E.W., Karlin, R.J., et Allen, M.J. (2000). Escherichia coli: the best biological drinking water indicator for public health protection. Journal of Applied Microbiology 88 106S-116S.

Edwin E. Geldreich, Harry D. Nash, Donald F. Spino et Donald J. Reasoner. (1980). Bacterial Dynamics in a Water Supply Reservoir: A Case Study. Journal (American Water Works Association), Vol. 72, No. 1, Source Protection, pp.31-40.

Effler, S.W., Prestigiacomo, A.R. et O'Donnell, D.M. (2008). Water Quality and Limnological Monitoring for Skaneateles Lake , Upstate Freshwater Institute, 57p.

El ghachtoul, Y., Allaoui mhamdi, M.,et Gabi, H. (2005). Eutrophisation des eaux des retenues des barrages Smir et Sahla (Maroc) : causes conséquences et consignes de gestion. Rev. Sci. Eau. 75-89.

- Elçi, S. (2008). Effects of thermal stratification and mixing on reservoir water quality. *Limnology*, 2: 135-142.
- Etchanchu, D., Probst, J.L. (1988). Evolution of the chemical composition of the Garonne River water during the period 1971–1984. *Journal des Sciences Hydrologiques*, 33,3, 243-256.
- Faculté de Pharmacie de Nancy (1999). Les agents biologiques d'intérêt sanitaire des boues d'épuration urbaines. *Connaître pour agir. Guides et cahiers techniques. Collection Valorisation agricole des boues d'épuration*, ADEME Ed. Paris, 183p.
- Falkowski, P.G., Barber, R.T., Smetacek, V. (1998). Biogeochemical Controls and Feedbacks on Ocean Primary Production. *Science* 281: 200–206.
- Feret, T., et Laplace-Treyture, C. (2013). « IPLAC : L'indice Phytoplancton Lacustre : Méthode de développement, description et application nationale. Rapport final » Irstea Groupement de Bordeaux, Unité de Recherche Réseaux, Epuration et Qualité des Eaux. Rapport, 69 p.
- Festy, B., Hartmann, P., Ledrans, M., Levallois, P., Payment, P., et Tricard, D. (2003). *Qualité de l'eau*. Édition Tec & Doc, p. 37.
- Fewtrell, L., Bartram, J. (2001). *Water Quality: Guidelines, Standards and Health*. World Health Organization Water Series IWA Publishing, London, UK.
- Findlay, D.L. et KLING, H.J. (2000). Protocoles de mesure de la biodiversité : Le phytoplancton d'eau douce. Rapport Ministère des pêches et des océans. Institut des eaux douces, University Crescent. Manitoba. 28p.
- Fogg, G.E., Stewart, W.D.P., Fay, P. et Walsby, A.E. (1973). *The blue-green algae*. Academic Press-London and New York. pp. 9-297.
- Frontier, S. (1983). L'échantillonnage de la diversité spécifique, In *Stratégie d'échantillonnage en écologie*, Frontier et Masson édit., Paris (Coll. D'Ecologie), XVIII + 494 p.
- Frontier, S., Picchod-viale, D. (1998). *Ecosystèmes. Structure, fonctionnement, évolution*. 2e éd. Dunod. 447p.
- Furet, J.E., Benson-Evans, K. (1982). 'An evaluation of the time required to obtain complete sedimentation of fixed algal particles prior to enumeration', *British Phycology Journal*, 17, 235–258.
- Gaedeke, A., et Sommer, U. (1986). The influence of the frequency of periodic disturbances on the maintenance of phytoplankton diversity. *Oecologia*, 71, 25–28.
- Garcia-Armisen, T. et Servais, P., (2007). Respective contributions of point and nonpoint sources of *E. coli* and enterococci in a large urbanized watershed (the Seine river, France). *Journal of Environmental Management* 82 (4), 512e518.
- Gaujous, D. (1995). *La pollution des milieux aquatiques. Aide-mémoire*. Ed. Technique et Documentation. Lavoisier, Paris. 220 p.

- Geldreich, E.E. (1976). Fecal coliform and fecal streptococcus density ratios in wastewater discharge and receiving water. *CRC Crit. Rev. Environ. Cont.* 6,349-369.
- Geldreich, E.E., Best, L.C., Kenner, B.A., et Van Donsel, D.J. (1968). The bacteriological aspects of storm water pollution. *Journal Water Pollution Control Federation*, 40, 11, Part I: 1861-1872.
- George, I. et Servais, P. (2003). Sources et dynamique des coliformes dans le bassin de la Seine. Synthesis Report 1998-2001 of the scientific programme PIREN-Seine, CNRS, France, 4, 45.
- George, I., Anzil, A., et Servais, P. (2004). Quantification of fecal coliform inputs to aquatic systems through soil leaching. *Water Research* 38 (3), 611-618.
- George, I., Crop, P., et Servais, P. (2002). Fecal coliform removal in wastewater treatment plants studied by plate counts and enzymatic methods. *Water research* 36 (10), 2607-2617.
- George, I., Servais, P. (2002). Sources et dynamique des coliformes dans le bassin de la Seine. *Ecologie des Systèmes Aquatiques*. Université Libre de Bruxelles, Belgique, 46p.
- Ghannam M., Boudjellab Z. E., et Soumati B. (2017). Assessment of the Trophic State and Hydrochemical Characterization of Zerdaza Reservoir (North-East of Algeria). *J. Appl. Environ. Biol. Sci.*, 7(8)1-10.
- Ghazali, D., Zaid, A. (2013). Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de la source Ain Salama-Jerri (région de Meknes –Maroc), *Larhyss Journal*, 12, PP : 25-36.
- Givord L. et Dorioz, J.M. (2010). La survie des microorganismes d'origine fécale dans les effluents et les sols Eléments de cadrage bibliographique. Etude réalisée dans le cadre du projet Cas DAR Territ'Eau, France, 23p.
- Glemarek, M., Hilly C. (1981). Perturbations apportées à la macrofaune benthique de la baie de Concarneau par les affluents urbains et portuaires. *Acta Oecologica, oecol. Appli.*, 2 (2) pp 139-150.
- Glibert, P.M, Anderson, D.M., Gentien, P., GRaneli, E., et Sellner, K.G. (2005). The Global Complex Phenomena of Harmful algal Blooms. *Oceanography* 18: 136-147.
- Golterman, H.L. (1969). *Methods for chemical analyses of freshwaters IBP. Handbook no 8* Blackwell, Oxford.
- Groga N. (2012). Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Université de Toulouse.224p.
- GTFP, Groupe de travail fédéral-provincial sur la qualité des eaux à usage récréatif. (2009). *Recommandations au sujet de la qualité des eaux utilisées à des fins récréatives au Canada (document de consultation publique)*. Santé Canada, Ottawa, Ontario, 165 p.

- Guerraiche Z., Boudoukha, A. et Mekaoussi, H. (2007). Qualité minérale des eaux de surface en zone aride : Cas de Oued El Hai, Barrage : Fontaine des gazelles. Région de Biskra, SE algérien. *Physical and Chemical News*, 38, 112-121.
- Guillaud, J.F., Bouriel, L. (2007). Relation concentration-débit et évolution temporelle du nitrate dans 25 rivières de la région Bretagne (France). *Rev. Sci. Eau*, 20, (2), p. 213-226.
- Guiraud, J. P. (1998). *Microbiologie alimentaire*. DUNOD, Paris, 652p.
- Guiry, M.D., Guiry, G.M. (2017). *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>; searched on March 2013 to April 2014.
- Hacini, M., Oelkers, E.H., et Kherici, N. (2008). Le Comportement du lithium et du bore durant l'évaporation complète du Chott Merouane dans le Sahara septentrional Algérie. 10p.
- Haggarty, R.A., Ferguson, C.A., Scott, E.M., Iroegbu, C., et Stidson, R. (2010). Extreme value theory applied to the definition of bathing water quality discounting limits. *Water Research* 44 (3), 719e728.
- Haile R. W., Witte J. S., Gold M., Cressey R., Mcgee C., Millikan R. C. et al. (1999). The health effects of swimming in ocean water contaminated by storm drain runoff. *Epidemiology*, 10(4): 355–363.
- Halimi, S. (2008). Ressources et essai de gestion intégrée des eaux du bassin versant d'oued Cherf/Sedrata (Nord – Est Algérien). Mémoire de Magister, Université Badji Mokhtar Annaba, Faculté des sciences de la Terre Département de Géologie, Option : Hydrogéologie. 126p.
- Hallegraeff , G.M., Anderson, D.M. et Cembella, A.D. (1995). *Manual on Harmful Marine Microalgae*. IOC Manuals and Guides, UNESCO., 33: 551 p.
- Handouzi M. A. (2011). Evolution du chimisme des eaux du barrage Mexanna (Nord-Est Algérien). Mémoire de Magister en Hydrogéologie. Université Badji Mokhtar-Annaba. 140p.
- Harper, D. (1992). *Eutrophication of fresh water*, Chapman and Hill, London.
- Harrat, N. (2007). Qualité des eaux de surface de l'Est algérien et leur réactivité vis-à-vis du chlore, Mémoire de Magister en géologie. Université Badji Mokhtar-Annaba. 102p.
- Harrat, N., Achour S. (2010). Pollution physico-chimique des eaux de Barrage de la région d'El Tarf. Impact sur la chloration, *Larhyss Journal*, n°8, 47-54.
- Harrat, N., Achour, S. (2011). Qualité et réactivité des eaux de barrage de Zit El Amba alimentant la station de traitement d'Azzaba, *Courrier du Savoir Scientifique et Technique*, n°11, 113-117.
- Harris G.J. (1986). *Phytoplankton ecology : Structure, function and fluctuation*. Chapman and Hall, London.

- Harwood, V.J., Levine, A.D., Scott, T.M., Chivukula, V., Lukasik, J., Farrah, S.R., et Rose, J.B. (2005). Validity of the indicator organism paradigm for pathogen reduction in reclaimed water and public health protection. *Applied and Environmental Microbiology* 71 (6), 3163-3170.
- Haslay C., Leclerc H. (1993). *Microbiologie des eaux d'alimentation*. Editions Lavoisier Tec et Doc, Paris, 495 p.
- Hasler, A.D. (1947). Eutrophication of lakes by domestic drainage. *Ecology*, 28: 383-395.
- Havens, K.E. (2008). Chapter 33 : Cyanobacteria blooms : effects on aquatic ecosystems. In: Hudnell HK, ed. *Cyanobacterial Harmful Algal Blooms : State of the Science and Research Needs Advances in Experimental Medicine and Biology*. North Caroline : Triangle Park, 733–747.
- Hebert, S., Legre, S. (2000). Suivi de la qualité de l'eau des rivières et petits cours d'eau. Direction du suivi de l'état de l'environnement. Ministère de l'Environnement Gouvernement du Québec. ENV 2001 0141, rapport no QE 123, 24 p.
- Heiskary, S.A. (1985). Trophic state of Minnesota lakes. *MQCA Roseville*.
- Heisler, J., Glibert, P.M., Burkholder, J.M., Anderson, D.M., Cochlan, W., Dennison, W.C., Dortch, Q., Gobler, C.J., Heil, C.A., Humphries, E., Lewitus, A., Magnien, R., Marshall, H.G., Sellner, K., Stockwell, D.A., Stoecker, D.K., Suddleson, M. (2008). Eutrophication and harmful algal blooms : A scientific consensus. *Harmful Algae*. 8: 3-13.
- Hibler, C.P., MacLead, K., et Lyman, D.O. (1975). Giardiasis in residents of Rome, N.Y., and in U.S. travelers to the Soviet Union. *Morbidity and Mortality Weekly Report*, 24: 366.
- Hill, B.H., Herlihy, A.T., Kaufmann, P.R., Stevenson, R.J., McCormick, F.H., et Johnson, C.B. (2000). Use of periphyton assemblage data as an index of biotic integrity. *Journal of the North American Benthological Society* 19(1) :50–67.
- Holm-Hanson, O., et Riemann, B. (1978). Chlorophyll a determination : improvements in methodology. *Oikos* 30 ; 438-447.
- Hong, H., Qiu, J., et Liang, Y. (2010). Environmental factors influencing the distribution of total and fecal coliform bacteria in six water storage reservoirs in the Pearl River Delta Region, China. *Journal of Environmental Sciences* 22 (5), 663e668.
- Horne, A.J., Goldman, C.R. (1994). *Limnology*, 2nd Ed. McGraw Hill, New York.
- Hörnström, E. (1981). Trophic characterisation of lakes by means of qualitative phytoplankton analysis. *Limnologica* 13: 249-361.
- Hospitalier-Rivillon, J. et Poirier, R. (2008). L'eau destinée à la consommation humaine : *Archives des Maladies Professionnelles et de l'Environnement*, 69 : 496-505.
- Hötzel, et Croome, R. (1999). *A Phytoplankton Methods Manual for Australian Freshwaters*, LWRDC Occasional Paper 22/99. Land and Water Resources Research and Development Corporation.

- Hoyos, C., Comin, F.A. (1999). The importance of interannual variability for management. *Hydrobiologia*, 395/396: 281-291.
- Hustedt Friedrich (1985). *The pennate Diatoms*. Edition Koeltz Scientific Books Koenigstein. U.S.A.444P.
- Hutchins, G. (1973). Eutrophication. *Am. Scientist.*, 61: 269-279.
Hydrobiologia, 502: 169-176.
- Hynes, H.B.N. (1966). *The biology of polluted waters*. Liverpool University Press, UK.
- IBM Corp. Released (2011). *IBM SPSS Statistics for Windows, Version 20.0*. Armonk, NY : IBM Corp.
- Iltis, A. (1982). Peuplements algaux des rivières de Cote D'Ivoire. *Rev. Hydrobiol. Trop.* 15 (3) : pp 241-251.
- Improving Approaches and Methods (Dufour A, Snozzi M, Koster W et al., eds.). WHO OECD, London. 111–158.
- IRSTEA, Institut national de recherche en sciences et technologies pour l'environnement et l'agriculture (2018).PHYTOBS v3.0.0 : Outil de comptage, de bancarisation d'échantillons de phytoplancton et de calcul de l'IPLAC .La directive cadre européenne sur l'eau (DCE). (<https://hydrobio-dce.irstea.fr/telecharger/phytoplancton-plan-deau/>)
- ISO 5663 (1984). Qualité de l'eau -- Dosage de l'azote Kjeldahl -- Méthode après minéralisation au sélénium.
- ISO 6058 (1984). Water quality — Determination of calcium content — EDTA titrimetric method.
- ISO 7890-1(1986).Water quality -- Determination of nitrate -- Part 1: 2,6 Dimethylphenol spectrometric method.
- ISO 9297 (1989).Qualité de l'eau -- Dosage des chlorures -- Titrage au nitrate d'argent avec du chromate comme indicateur (Méthode de Mohr).
- ISO 9964-3 (1993).Water quality -- Determination of sodium and potassium -- Part 3: Determination of sodium and potassium by flame emission spectrometry.
- Ito, E., Satake, M., Ofuji, K., Kurita, N., McMahon, T., James, K., et al. (2000). Multiple organ damage caused by a new toxin azaspiracid, isolated from mussels produced in Ireland, *Toxicon*, 38, 917-9.
- Jingsheng, C., Xvemin, G., Dawei, H., et Xinghui, X. (2000). Nitrogen contamination in the Yangtze river system, China. *Journal of Hazardous Materials*, A73, 107-113.
- JOCE n° L 194. (25 juillet 1975). Directive n° 75/440/CEE du 16/06/75 concernant la qualité requise des eaux superficielles destinées à la production d'eau alimentaire dans les Etats membres.

- Jochimsen, E.M., Carmichael, W.W., An, J.S., Cardo, D.M., Cookson, S.T., Holmes, C.E., et al., (1998). Liver failure and death after exposure to microcystins at a hemodialysis center in Brazil, *N. Engl. J. Med.*, 338, 873-878.
- Johnstone, C., Day, J.G., Staines, H., et Benson, E.E. (2006). The development of a 2,20-azinobis-(3-ethyl-benzothiazoline-6-sulfonic acid) radical cation decolourisation essay for evaluating total antioxidant status in an alga used to monitor environmental impacts in urban aquatic habitats. *Ecol Indic* 6(2) :280–289.
- JORA, Journal Officiel de la République Algérienne Démocratique et Populaire. (2011). Conventions et accords internationaux - lois et décrets, arrêtes, décisions, avis, communications et annonces. n° 34.22p.
- JORA, Journal Officiel de la République Algérienne Démocratique et Populaire. (2012). Conventions et accords internationaux - lois et décrets, arrêtes, décisions, avis, communications et annonces. n° 41.18p.
- Karr J.R. (1991). Biological integrity : a long-neglected aspect of water resource management. *Ecol. Appl.*, 1 (1) : 66-84.
- Katsiapi, M., Moustaka-Gouni, M., Michaloudi, E. et Kormas, K.A. (2011). Phytoplankton and water quality in a Mediterranean drinking-water reservoir, Marathonas, Reservoir Greece. *Environ Monit. Assess*, 181: 563-575.
- Kay D., Anthony S., Crowther J., Chambers B.J., Nicholson F.A., Chadwick D., Stapleton C.M. et Wyer M.D. (2010). Microbial water pollution: A screening tool for initial catchment-scale assessment and source apportionment. *Science of the Total Environment*, vol 408 , no. 23 , pp. 5649-5656.
- Kemka N., Njinet T., Togouet S.H., Zebazet N. (2004). Phytoplankton du lac municipal de Yaoundé (Cameroun) : succession écologique et structure du peuplement. *Rev. Sci. Eau.*, 17(3) pp 301-306.
- Kemka, N., Njinet, T., Togouet, S.H., et Zebazet N. (2004). Phytoplankton du lac municipal de Yaoundé (Cameroun) : succession écologique et structure du peuplement. *Rev. Sci. Eau.*, 17(3) pp 301-306.
- Kemmer, F.N. (1984) : « Nalco-Manuel de l'eau ». Édition : Paris : Technique et Documentation Lavoisier, (4e tirage revu, 1983). Livre, ISBN/ISSN/EAN : 978-2-85206-220-7.
- Kemoukh, S. (2007). Dégradation de la qualité des eaux du barrage de Zerdazas suite à une pollution naturelle. W de Skikda. Est algérien. Mémoire de Magister Dép. Hydrau. Univ. Batna. 127 p.
- Kilham, S.S., Kilham, P. (1984). The importance of resource supply rates in determining phytoplankton community structure, In *Trophic interactions within aquatic ecosystems*. Am. Assoc, p. 7-27.
- King, J.G., et Jr. Mace, A.C. (1974). Effects of recreation on water quality. *Jour. WPCF*, 46: 2453.

- Kirchman, D.L. (1994). The uptake of inorganic nutrients by heterotrophic bacteria. *Microb. Ecol.*, 28:255-271.
- Kistemann T, Claen T, Koch C, Dangendorf F, Fischeder R, Gebel J et al., (2002). Microbial load of drinking water reservoir tributaries during extreme rainfall and runoff. *Applied and Environmental Microbiology*, 68(5) : 2188–2197.
- Kleeberg, et Dude, G.E. (1977). Changes in the extent of phosphorus release in shallow lake Grodermiggelsee, Germany, Belgium due to climate factors and load. *Marine Geology*. 139 : 61-75.
- Koemann, R., Bijkerk, R. (2001). Bericht uber den IKSR/CIPR Workshop : fytoplankton in rivieren ; Bonn 28-29.
- Krammer K, Lange-Bertalot, H. (1988) Bacillariophyceae 2. Teil: Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. Süßwasserflora von Mitteleuropa, G Fischer Verlag, Stuttgart, 2/2, 596 p.
- Krammer K., Lange-Bertalot, H. (1991a). Bacillariophyceae 3. Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. Süßwasserflora von Mitteleuropa, G Fischer Verlag, Stuttgart, 2/3, 600 p.
- Krammer K., Lange-Bertalot, H. (1991b). Bacillariophyceae 4. Achnanthaceae. Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema, 2/4, 437 p.
- Krammer, K., Lange-Bertalot, H. (1986). Bacillariophyceae 1. Teil: Naviculaceae. Süßwasserflora von Mitteleuropa, G Fischer Verlag, Stuttgart, 2/1, 876 p.
- Kratzer, C.R., Brezonik. P.L. (1981). A Carlson-type trophic state index for nitrogen in Florida lakes. *Water. Res. Bull.* 17: 713-715.
- Kreisei, W. (1990). Water quality and health. *Wat. Sci. Tech*, Kyoto, 23: 201-209.
- Kumari, P., Dhadse, S., Chaudhari, P.R., et Wate, S.R. (2008). A biomonitoring of plankton to assess quality of water in the lakes of Nagpur City. In : Sengupta M, Dalwani R (eds) *Proceedings of Taal 2007 : the 12th Lake conference*, pp 160–164.
- Labar S. (2002) Contribution à la caractérisation et au contrôle de la pollution industrielle à la wilaya d'El Tarf cas des unités de transformations et de conservation de la tomate dans proceeding du séminaire sur lachimie pour l'environnement, Tiaret.
- Labar, S. (2003). Contribution à l'identification des aires inondables et qualité physico-chimiques des eaux stagnantes temporaires dans la vallée de la Mafragh « Extrême Nord Est Algérien ». Mémoire de Magister en Hydrochimie, Université Badji Mokhtar-Annaba.155p.
- Lake, I.R., Lovett, A.A., Hiscock, K.M., Betson, M., Foley, A., Sünnerberg, G., Evers, S., Fletcher, S. (2003). Evaluating factors influencing groundwater vulnerability to nitrate pollution : developing the potential of GIS. *Journal Environmental Management*, 68, 3, 315-328.
- Lakshmana Rao, P.V., Gupta, N., Bhaskar, A.S., et Jayaraj, R. (2002). Toxins and bioactive compounds from cyanobacteria and their implications on human health, *J. Environ. Biol.*, 23, 215-224.

- Lance, E., Alonzo, F., Tanguy, M., Gerard, C., Bormans, M. (2011). Impact of microcystin-producing cyanobacteria on reproductive success of *Lymnaea stagnalis* (Gastropoda, Pulmonata) and predicted consequences at the population level. *Ecotoxicology* 20: 719–730.
- Landsberg, J., Dolah, F.V., et Doucette, G. (2005). Marine and Estuarine Harmful Algal Blooms. In : *Impacts on Human and Animal Health in Oceans and Heath : Pathogens in the Marine Environment*. (Ed. by Belkin & Colwell). Springer, New York. pp 165-215.
- Laplace-Treytoure, C., Barbe, J. et Dutartre, A. (2009). Protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation, d'observation et de dénombrement du phytoplancton en plan d'eau pour la mise en oeuvre de la DCE. Cemagref et INRA. Version 3.3.1, 44p.
- Lavoie, I., Hamilton, Paul B., Campeau, S., Grenier, et Dillon, Peter, J. (2008). Guide d'identification des Diatomées des rivières de l'Est du Canada, Presses de l'université du Québec, 254p.
- Lech Kufe, (2001). Uncoupling of chlorophyll and nutrients in lakes-possible reasons, expected consequences. *Hydrobiologia* 443: 59-67.
- Leclerc, H. et Mossel, D.A.A. (1989). *Microbiologie : Le tube digestif, l'eau et les aliments*, Editeur Doin, ISBN / EAN2-7040-0590-7 – 9782704005901, 468p.
- Leclerc, H., Festy, B., et Lazar, P. (1982). *Connaissances actuelles de la pathologie hydrique. Epidémiologie et santé publique*, Masson, Paris, 30: 363-385.
- Lecohue, R., Brabet, J., Guitard, J., et Comoy, N. (1994). Evolution spatiale du phytoplancton dans le réservoir de Pareloup. *Hydroécol. Appl. Tome 6 Vol. 1-2*, pp. 139-151.
- Legendre, L., Legendre, P. (1979). *Ecologie numérique-1. Le traitement multiple des données écologiques-2. La structure des données écologiques*, Paris [FRA] : Masson, 197p.
- Lesne, J. (1998). *Hygiène publique, microbiologie et gestion de l'eau*. Ecole nationale de la santé publique, Rennes, France, 7p.
- Lewis, W.M. (1987). Tropical limnology. *Annu. Rev. Ecol. Syst.*, 18: 159-184.
- Leyral, G., Ronnefoy, C., Guillet, F., Verne, et Bourdais, (2002). *Microbiologie et qualité des industries agroalimentaire*, Paris.
- Limam, A. (2003). Contribution à l'étude des conditions du milieu et des peuplements phytoplanctoniques des eaux de la retenue du barrage Joumine en relation avec le réseau de distribution. Diplôme d'Etudes Approfondies INAT. Université de 7 Novembre à Cartage. 107 p.
- Litchman, E., Klausmeier, C.A. (2008). Trait-based community ecology of phytoplankton. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 39 : 615–639.
- Liu, A., Ming, J., et Ankumah, R.O. (2005). Nitrate contamination in private wells in rural Alabama, United States. *Sciences Total Environmental*, 346, 112–120.

- Lund, J.W.G., Kipling, C., et Le Creen, E.D. (1958). The inverted microscope method of estimating algal numbers by counting and the statistical basis of enumeration by counting. *Hydrobiologia* 11, 143-170.
- Lymperopoulou, D.S., Kormas, K.A. et Karagouni, A.D. (2011). Variability of prokaryotic community structure in a drinking water reservoir, Marathonas, Greece. *Microbes Environ*, 27: 1-8.
- Ma, Y., Guo, Q.L., Huang T.L. et Tan, P. (2013). An Response characteristics of water quality to the seasonal thermal stratification in Jin-pen reservoir along the Heihe river, Xi'an city in China. *J. Hydraul. Eng.*, 44: 406-415.
- Magurran, A.E. (1988). *Ecological diversity and its measurement*. Princeton Univ. Press, Princeton. 179 p.
- Makhoukh, M., Sbaa, M., Berrahou, A., et Van. Clooster, M. (2011). Contribution à l'étude physico-chimique des eaux superficielles de l'oued Moulouya (Maroc Oriental). *Larhyss Journal*, n° 09, pp. 149-169.
- Margalef, R. (1984). Le plancton de la Méditerranée. *La recherche* 158(15) : 1082-1094.
- Margat J., Vallée D. (1999). Ressources en eau et utilisations dans les pays méditerranéens : repères et statistiques, PNUE. PAM. Plan Bleu, 224 p.
- Martynez, V.A, Tavera, R. (2005). A hydrobiological study to interpret the presence of Desmids in lake Zirahuen, Mexico. *Limnologia*, 35 : 61-69.
- McCormic, P.V.J., Cairns, J.R. (1994). Algae as indicators of environmental change. *J Appl Phycol*, 6:50–526.
- Medema G. J., Shaw S., Waite M., Snozzi M., Morreau A., et Grabow W. (2003). Catchment characterization and source water quality. In: *Assessing Microbial Safety of Drinking Water: Improving Approaches and Methods* (Dufour A, Snozzi M, Koster W et al., eds.). WHO OECD, London. 111–158.
- Mehaffey M. H., Nash M. S., Wade T. G., Ebert D. W., Jones K. B., et Rage R. A., (2005). Linking land cover and water quality in New York City's water supply watersheds. *Environmental Monitoring and Assessment*, 107: 29–44.
- Mehanned, S., Chahlaoui, A., Zaid, A., Chahboune, M., et Dehbi, A. (2014). Estimation de la charge de pollution bactériologique des eaux des deux affluents (Mikkés et Mellah) et son impact sur la qualité microbiologique des eaux du barrage Sidi Chahed (Maroc). *IOSR Journal of Engineering (IOSRJEN)*. 3 (9) : 1-10.
- Melghit, M. (2012). Qualité physico-chimique, pollution organique et métallique des compartiments eau / sédiments de l'Oued Rhumel, et des barrages Hammam Grouz et Béni Haroun. Mémoire de Magister en Écologie. Université Mentouri, Constantine, 132p.
- Merabet S. (2010). Evaluation de la qualité physico-chimique des eaux brutes et distribuées du barrage réservoir de Beni Haroun. Mémoire de Magister en Chimie Analytique, Université Mentouri de Constantine. 150p.

- Michel P., De Andrade Lima J. R. P., Brigas-Poulin P., et Ravel A. (2000). Développement d'indices agro-écologiques pour évaluer la pression hygiénique de la production animale dans les régions rurales du Québec. Université de Montréal. 85 p.
- Miescier, J.J. et Cabelli, V.J. (1982) Enterococci and Other microbial indicators in municipal wastewater effluents. *Journal WPCF* 54 (12), 1599-1606.
- Mitchell, S. F. (1989). Primary production in a shallow eutrophic lake dominated alternately by phytoplankton and by submerged macrophytes. *Aquat. Bot.* 33: 101-110.
- Molina-Navarro, E., Martínez-Pérez, S., Sastre-Merlín, A. , Soliveri, J. , Fernández-Monistrol, I., et Copa-Patiño, J.L.(2011). Microbiological water quality and its relation to nitrogen and phosphorus at the Pareja limno-reservoir (Guadalajara, Spain), *Journal of Environmental Management*, 92, 773-779.
- Molisani, M.M., De Sousa Barroso, H., Becker, H., Moreira, M.O.P., Hijo, C.A.G., Do Monte, T.M., Vasconcellos, G.H. (2010). Trophic state, phytoplankton assemblages and limnological diagnosis of the Castanha'ó Reservoir, CE Brazil. *Acta Limnol Bras*, 22 (1) :1–12.
- Moss, B., Madgwick, J. et Philips, G. (1997). *A Guide to the Restoration of Nutrient-Enriched Shallow Lakes*. W.W. Hawes, UK.
- Moustaka, M. (1988). Seasonal variations, annual periodicity and spatial distribution of phytoplankton in Lake Volvi. Doctoral dissertation. Aristotle University of Thessaloniki, Greece.
- Moustaka-Gouni, M. (1993). Phytoplankton succession and diversity in a warm monomictic, relatively shallow lake : Lake Volvi, Macedonia, Greece. *Hydrobiologia*, 249, 33–42.
- Moustaka-Gouni, M., et Nikolaidis, G. (1992). Phytoplankton and physical–chemical features of Tavropos Reservoir, Greece. *Hydrobiologia*, 228, 141–149.
- Mur, L.R., Skumberg, O.M. et Utkilen, H. (1999). Cyanobacteria in the Environment. In : Chorus, I. et Bartram, J. (eds.). *Toxic Cyanobacteria in water. A guide to their public Health consequences, monitoring and management*. pp 41-111.
- Mutin, G. (2000). *L'eau dans le monde arabe*, Ellipse, Paris 160 p.
- Naselli-Flores, L. (1999). Limnological aspects of Sicilian reservoirs : A comparative, ecosystem approach. In J. G. Tundisi, & M. Straškraba (Eds.), *The oretical reservoir ecology and its applications*. The Netherlands : Backhuys. pp. 283–311.
- Nather Khan, I.S.A. (1991). Effect of urban and industrial wastes on species diversity of the diatom community in a tropical river, Malaysia. *Hydrobiologia* 224:175–184.
- NAWR, National Agency of Water Resources, (2004). *Annual Internal Report of the Agence Nationale des Ressources en Eau, Wilaya de Skikda, Algerie*, 32 p.
- NF EN 25813 (mars 1993). *Qualité de l'eau – Dosage de l'oxygène dissous – Méthode iodométrique (indice de classement T 90-141)*.

- NF EN 25814 (mars 1993). Qualité de l'eau – Dosage de l'oxygène dissous – Méthode iodométrique à la sonde (indice de classement T 90-106).
- NF EN 27888 (Janvier 1994). Qualité de l'eau – Détermination de la conductivité (Indice de classement : T90-031).
- NF EN ISO 6878 (avril 2005). Qualité de l'eau – Dosage du phosphore : méthode spectrophotométrique au molybdate d'ammonium (indice de classement T90-023).
- NF EN ISO 8467 (juillet 1995). Détermination de l'indice permanganate (indice de classement T90-050).
- NF EN ISO 9963-1 (février 1996). Qualité de l'eau – Détermination de l'alcalinité – Partie 1 : Détermination de l'alcalinité totale et composite (Indice de classement : T90-036).
- NF T 90-008 (Février 2001). Qualité de l'eau – Détermination du pH.
- NF T 90-117 (décembre 1999). Qualité de l'eau – Dosage de la chlorophylle a et d'un indice phéopigments – Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire.
- NF T90-003 (août 1984). Essais des eaux – Détermination de la concentration totale en calcium et magnésium – Méthode titrimétrique à l'EDTA.
- NF T90-111 (Septembre 1975). Essais des eaux – Évaluation de la teneur en sels dissous à partir de la détermination de la conductivité électrique théorique.
- NFT 90-009 (septembre 1986). Essais des eaux – Dosage des ions sulfates – Méthode gravimétrique.
- NFT EN 26777 (mai 1993). Qualité de l'eau – Dosage des nitrites – Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire (indice de classement T90-013).
- Ngansoumana, B.A. (2006). La communauté phytoplanctonique du lac de Guiers (Sénégal) : types d'associations fonctionnelles et approches expérimentales des facteurs de régulation. Thèse Doc. 3e cycle. Univ. cheikh Anta Diop Dakar (Sénégal) 155p.
- NIC, National Institute of Cartography and Remote Sensing (2004). Topographic map: Ain Kerma Algeria, NJ-32-III-3 West, (1:50000).
- Nixon, S.W. (1990). Marine eutrophication - A growing international problem. *Ambio.*, 19: 101-101.
- Norme AFNOR NF EN 26461-2 — ISO 6461-2 (juillet 1993). Qualité de l'eau – Recherche et dénombrement des spores de micro-organismes anaérobies sulfite-réducteurs (clostridia). Partie 2. Méthode par filtration sur membrane.
- Norme AFNOR NF EN ISO 6222 (juillet 1999). Qualité de l'eau – Dénombrement des micro-organismes revivifiables – Comptage des colonies par ensemencement dans un milieu de culture nutritif gélosé.

- Norme AFNOR NF EN ISO 9308-1 (septembre 2000). Qualité de l'eau – Recherche et dénombrement des *Escherichia coli* et des bactéries coliformes – Partie 1 : méthode générale par filtration sur membranes.
- Norme AFNOR NF ISO 7899-2 (août 2000). Qualité de l'eau – Recherche et dénombrement des entérocoques intestinaux – Partie 2 : méthode par filtration sur membrane.
- Olrik, K., Blomqvist, P., Brettum, P., Cronberg, G., Eloranta, P. (1998). Methods for quantitative assessment of phytoplankton in freshwaters. Naturvårdsverket Förlag, Stockholm.
- OMS, Organisation Mondiale de la Santé, (1989). Directives OMS pour l'utilisation sans risque des eaux usées, des excréta et des eaux ménagères. volume ii, utilisation des eaux usées en agriculture, 26p.
- OMS, Organisation Mondiale de la Santé, (2000). Directives de qualité pour l'eau de boisson ; volume 2 – Critères d'hygiène et documentation à l'appui, 2^e édition, 1050 p.
- Omura, T., Onuma, M., Aizawa, J., Umita, T., et Yagi, T. (1989). Removal efficiencies of indicator microorganisms in sewage-treatment plants. *Water Science and Technology* 21 (3), 119-124.
- OriginLab Corporation (2018). Origin software, Northampton, MA 01060 USA.
- Ouahchia, C., Hamaidi-Chergui, F., Hamaidi, M.S., et Saidi, F. (2015). Qualité bactériologique de l'eau potable des différents réservoirs et chez les consommateurs de la commune de Tipaza alimentés par la station de Sidi Amar à partir de l'eau de surface du lac barrage de Boukourdane. *Larhyss Journal*, n°23, 139-154.
- Ouatara A., Podoor N., et Gourene G. (2001). Etude préliminaire de la distribution spatio-temporelle du phytoplancton dans un système fluvio-lacustre africain (Bassin Bia; Côte d'Ivoire). *Hydroecol. Appl.* Tome 13 Vol.
- Ouattara A. (2000). Premières données systématiques et écologiques du phytoplancton du lac d'Ayamé (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Faculteit Wetenschappen, Instituut voor Plantkunde, Katholieke Universiteit Leuven, Belgique, 207 p.
- Ouddane, B., Fischer, J.C. et Wartel, M. (1992). Evaluation statistique de la répartition des métaux en trace Cd, Pb, Cu, Zn et Mn dans la Seine et son estuaire. *Oceanologica*, 15, 4, 347-357.
- Pace, M.L., Cole, J.J., Carpenter, S.R., Kitchell, J.F., Hodgson, J.R. , Van de Bogert, M.C. et al. (2004). Whole-lake carbon-13 additions reveal terrestrial support of aquatic food webs. *Nature*, 427:240–243.
- Padisak, J. (2005). Phytoplankton. In P. E. Sullivan, C. S. Reynolds [eds.], *The Lakes Handbook : Limnology and limnetic ecology*. Blackwell Publishing, United Kingdom , pp. 251-308.
- Padisák, J., Borics, G., Fehér, G., Grigorszky, I., Oldal, I., Schmidt, A., Zábóné-Doma, Z. (2003). Dominant species, functional assemblages and frequency of equilibrium

- phases in late summer phytoplankton assemblages in Hungarian small shallow lakes. *Hydrobiologia* 502: 157-168.
- Padisák, J., Borics, G., Grigorszky, I., et Soroczki-Pinter, E. (2006). Use of phytoplankton assemblages for monitoring ecological status of lakes within the Water Framework Directive : the assemblage index. *Hydrobiologia* 553: 1–14.
- Padisák, J., Köhler, J., & Hoeg, S. (1999). The effect of changing flushing rates on development of late summer *Aphanizomenon* and *Microcystis* populations in a shallow lake, Müggelsee, Berlin, Germany. In J. G. Tundisi, & M. Straškraba (Eds.), *Theoretical reservoir ecology and its applications*. The Netherlands : Backhuys. pp. 411–424.
- Padisak, J., Reynolds, C.S. (1998). Selection of phytoplankton associations in Lake Balaton, Hungary, in response to eutrophication and restoration measures, with special reference to the Cyanoprokaryotes. *Hydrobiologia*, 384, 41–53.
- Palmer, C. M. (1969). A composite rating of algae tolerating organic pollution. *Journal of Phycology* 5: 78-82.
- Palmer, C.M. (1980). *Algae and water pollution. The identification, significance, and control of Algae in water supplies and in polluted water.* Castle House Publication, London.
- Paulmier, G. (1997). *Atlas des Diatomophycées des côtes françaises et des aires marines adjacentes*, 428p.
- Payment, P., Hartman, P. (1998). Les contaminations de l'eau et leurs effets sur la santé. *Revue des sciences de l'eau, Numéro spécial*, pp.199-210.
- Phycology* 5: 78-82.
- Pierre, J.F. (2001). *Catalogue des algues du Nord-est de la France et des régions attenantes.* Bull. Acad. Lorraine, des Sci. 40,3. 100p.
- Podani, J. (1992). Monitoring system. In : Kovacs M (ed) *Biological indicators in environmental protection.* Ellis Horwood Series in Environmental Management, Science and Technology, UK, pp 12–18.
- Pourcher, A.M., Salencon, M.J. (1990). Modélisation du plancton dans une retenue oligotrophe : Sainte-Croix sur le Verdon. *Hydroécol. Appt.*, 1 : 91-134.
- Prescott , Harley et Klein (1999). *Microbiologie.* De Boeck. Université, 981p.
- Ramade, F. (1998). *Dictionnaire encyclopédique des sciences de l'eau.* Ed inscience internationale, Paris, 786p.
- Ramade, P. (2005). *Eléments d'écologie : écologie appliquée.* Edit Dunod. 6e édition. Paris, 863p.
- Rao, N. (2006). Nitrate pollution and its distribution in the groundwater of Srikakulam district, Andhra Pradesh, India. *Environmental Geology*, 51, 631-645.
- Rehi, R., Gaid, A. (1987), *Optimisation du traitement physico-chimique d'une eau de surface. Cas de l'oued Kessir alimentant la ville de Jijel, T.S.M L'eau*, 4, 169-171.

- Reid, L.W. (1966). Wastewater pollution and general eutrophication of a hydroelectric impoundment. *Jour. WPCF*, 38: 165.
- Reynolds, C. S. (1984b). *The ecology of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press, Cambridge. 384p.
- Reynolds, C. S., Jaworski, G. H. M. (1978). Enumeration of natural *Microcystis* populations. *European Journal of Phycology*, 13, 269–277.
- Reynolds, C.S. (1998). What factors influence the species composition of the phytoplankton in lakes of different trophic status? *Hydrobiologia*. 369/370: 11-26.
- Reynolds, C.S. (2006). *The ecology of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press.
- Reynolds, C.S., Huszar, V., Kruk, K., Naselli-Flores, L. et Melo, S. (2002). Towards a functional classification of the freshwater phytoplankton. *J Plankton Res* 24: 417–428.
- Rieman, B. (1976). *Studies on the biomass of the phytoplankton*. Ph. D. Thesis. Rep. Bot. Inst. Univ. Aarhus 1 : ISBN 87-87600-005- 186 p.
- Robert H. (1999). *Qualité microbiologique des eaux brutes distribuées par BRL : exigences et conception d'un suivi adapté*. Mémoire de l'Ecole Nationale de la Santé Publique, France, 79p.
- Rodier, J., Legube B., Merlet N. et al. (2009). *L'analyse de l'eau*. DUNOD, 9^{ème} édition, Paris, 1579p.
- Rolland, A. (2009). *Dynamique et diversité du phytoplancton dans le Réservoir Marne (bassin versant de la Seine)*. Thèse de Doctorat, Université de Savoie, Chambéry.
- Rolland, A., Bertrand, F., Maumy, M., et Jacquet, S. (2009). Assessing phytoplankton structure and spatio-temporal dynamics in a freshwater ecosystem using a powerful multiway statistical analysis. *Water Research* 43: 3155-3168.
- Rose, J.B., Farrah, S.R., Harwood, V.J., Levine, A.D., Lukasik, J., Menendez, P. et Scott, T. (2004). *Reduction of Pathogens, Indicators Bacteria and Alternative Indicators by Wastewater Treatment and Reclamation Processes*. WERF final report. IWA publishing. London, UK.
- Rosén, G. (1981). Phytoplankton indicators and their relations to certain chemical and physical factors. *Limnologia (Berlin)* 13: 263-290.
- Rossi, N. (2008). *Ecologie des communautés planctoniques méditerranéennes et étude des métaux lourds (Cuivre, Plomb, Cadmium) dans différents compartiments de deux écosystèmes côtiers (Toulon, France)*. These de Doctorat, Université du sud Toulon-Var, 286p.
- Rott, E. (1984). Phytoplankton as biological parameter for the trophic characterization of lakes. *Verhandlungen Internationale Vereinigung Limnologie* 22: 1078-1085.

- Rott, H.E. (1981). Some results from phytoplankton counting intercalibrations. *Schweiz. Z. Hydrol.* 43 (1), 34-62.
- Rumeau, A. et Coste M. (1988). INITIATION A LA SYSTÉMATIQUE DES DIATOMÉES D'EAU DOUCE. Pour l'utilisation pratique d'un indice diatomique générique. *Bull. Fr. Pêche Plscic* 309 : 1-69.
- Ruoff K., Miller SI., Garner CV., Ferraro MJ., et Calderwood SB. (1989). Bacteremwith *Streptococcus bovis* et *Streptococcus salivarius* : clinical correlates of more accurat identification of isolates. *Journal of Clinical Micrabiology*, 27.305-308.
- Ruttner, F. (1932). Anhang zu beitrage zur bakteriologie der lunzer seen. *Int. Rev. Hydrobiol.*, 26:431-438.
- Sabour, B. (2002). Etude de blooms d'algues toxiques à cyanobactéries et haptophycées dans le lac de barrage Oued Mellah (Maroc) : Ecologie, Ecophysiologie et toxicologie. Thèse, Université de Hassan II – Mohammadia. pp. 15 – 99.
- Sand-Jensen, K. (1976). A comparison of chlorophyl "a" determinations of unstored and stored plankton filters extracted by methanol and acetone. *Vatten* 4 : 337-341.
- Sari, H., (2014). Contribution à l'étude de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau de la source Attar (Tlemcen), Mémoire de Master en sciences des aliments, Université Abou-BekrBelkaid Tlemcen 59p.
- Sarmiento, H. (2012). New paradigms in tropical limnology : The importance of the microbial food web. *Hydrobiologia*, 686: 1-14.
- Scheffer, M. (2004). *Ecology of shallow lakes*. Kluwer Academic Publishers, Netherlands.
- Schembri, M. A., Neilan, B. A., et Saint, C. P. (2001). Identification of genes implicated in toxin production in the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii*. *Environmental Toxicology*, 16, 413–421.
- Schwoerbel, J. (1970). *Methods of hydrology : freshwater biology*, Pergamon Press.
- SCOR-UNESCO, (1966). *Determination of photosynthetic pigments in sea water*. Unesco, Paris, France. Unesco Monographs on Oceanographic Methodology, 1, 69p.
- Sellah, S. (1993), *Optimisation de la floculation au cours du traitement de l'eau de la station de Souk El Djemaa*, Thèse d'Ingénieur en construction hydraulique. Université de Tizi-Ouzou.
- Servais P., Garcia-Armisen T., George I., et Billen G., (2007). Fecal bacteria in the rivers of the Seine drainage network (France) : Sources, fate and modeling. *Science of the Total Environment*, 375(1-3) : 152–167.
- Servais, P., Castignolles, N., Petit, F., George, I., et Ficht, A. (1999). Contaminations bactériennes et virale, 18p.
- Simek, K., Hornak, K., Jezbera, J., Nedoma, J., Znachor, P., et al. (2008). Spatio-temporal patterns of bacterioplankton production and community composition related to

- phytoplankton composition and protistan bacterivory in a dam reservoir. *Aquat. Microb. Ecol.*, 51: 249-262.
- Sivonen, K., Jones, G. (1999). Cyanobacterial toxins. In I. Chorus, & J. Bartram (Eds.), *Toxic cyanobacteria in water* (pp. 41–110). London : E and FN Spon.
- Skulberg, O.M. (1996). Toxins produced by cyanophytes in Norwegian inland waters health and environment. In : *Chemical data as a basis of geomedical investigations*. ed. Lag. J., the Norwegian Academy of Sciences and Letters, Oslo. pp. 131-148.
- Smayda T.J. (2008). Complexity in the eutrophication-harmful algal bloom relationship, with comment on the importance of grazing. *Harmful Algae* 8: 140–151
- Smith, Gilbert M. (1955). *Cryptogamic Botany, Bryophytes and Pteridophytes*. Volume II, Stanford University, second édition, 417p.
- Smith, V.H. (2003). Eutrophication of freshwater and coastal marine ecosystems – A global problem. *Environ. Sci. Pollut. Res.*, 10: 126-139.
- Solet-Drass, M. (2002). Le contrôle sanitaire des eaux de baignade. *L'OREOLE N°39*, 2p.
- Solo-Gabriele, H.M., Wolfert, M.A., Desmarais, T.R., et Palmer, C.J. (2000). Sources of *Escherichia coli* in a coastal subtropical environment. *Applied and Environmental Microbiology* 66 (1), 230-237.
- Sommer, U., Gliwicz, Z.M., Lampert, W., et Duncan, A. (1986). PEG-model of seasonal succession of planktonic events in fresh waters. *Archives of Hydrobiology* 106: 433- 471.
- Sorokin, Y. (1999). *Aquatic microbial ecology, a text book for students in the environmental sciences*. Backhuys Publishers, Leiden.
- Sotton, B., Guillard, J., Bony, S., Devaux, A., Domaizon, I., Givaudan, N., Crespeau, F., Huet, H., et Anneville O. (2012). Impact of toxic cyanobacterial blooms on Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) : experimental study and in situ observations in a peri-alpine lake. *PloS One* 7: e52243.
- Stemann-Nielsen, E. (1961). Chlorophyll concentration and rate of photosynthesis in « *Chlorella vulgaris* ». *Physiol. Plant*, 14 : 868-876.
- Steffanson, C., Rose, I., et Nvoelz, (2001). Trophic State Index measurements for six stems county lakes during June-September, 2001. Reports to stems county. Environmental Pub. PP.14.
- Steinberg, C.E.W. (1983). Effects of artificial destratification on the phytoplankton populations in a small lake. *J. Plankton. Res.*, 5 (6): 855-864.
- Steinberg, C.E.W., Hartmann, H.M. (1988). Planktonic bloom forming Cyanobacteria and the eutrophication of lakes and rivers. *Freshw. Biol.*, 20 279-287.
- Stevenson, R.J. (1984). Epilithic and epipelagic diatoms in the Sandusky River with emphasis on species diversity and water pollution. *Hydrobiologia* 114:161–175.
- Stoyneva, M.P. (2003). Steady-state phytoplankton assemblage in shallow Bulgarian wetlands.

- Straub, T.M., et Chandler, D.P. (2003). Towards a unified system for detecting waterborne pathogens. *Journal of Microbiological Methods* 53 (2), 185-197.
- Swaminathan, M.S. (2003) .Biodiversity: an effective safety net against environmental pollution. *Environ Pollut*, 126:287–291.
- Tallon, P., Magajna, B., Lofranco, C., et Leung, K.T. (2005). Microbial indicators of faecal contamination in water : A current perspective. *Water Air and Soil Pollution*, 166, 139-166.
- Tardat-Henry, M., beaudry, J.P. (1984). *Chimie des eaux*, Ed. le Griffon d'argile INC, Canada.
- Taylor, C.B. (1940). Bacteriology of fresh water, I-distribution of bacteria in English Lakes, *Journ. Hyg.*, 40, 6.
- Tazi, O., Fahde, A. et El Younoussi, S. (2001). Impact de la pollution sur l'unique réseau hydrographique de Casablanca, Maroc. *Sécheresse*, 12: 129 – 134.
- Teixeira, E. C., Sanchez, J.C.D., Migliavacca, D., Binotto, R.B., Fachel, J.M.C. (1999). Environmental assessment : Study of metals fluvial sediments in sites impacted bay coal processing and steel industry activities. *Fuel*, 79, 1539-1546.
- Texier S. (2008). Dispersion et survie des populations de bactéries fécales bovines dans le sol des écosystèmes pâturés subalpins : conséquences sur le transfert bactérien dans les bassins versants. Thèse de doctorat. Université de Savoie. 170 p.
- the Kebir-East, North-East Algeria. *J. Limnol.*, 70(1) : 33-40.
- Thébault, L. et Lesne, J.P. (1995). Les toxines des cyanobactéries : quels risques pour la santé. *TSM*, 12 : 937-940.
- Thomas, C.S. (2003). "Protist phylogeny and the high-level classification of Protozoa", *Europ. J. Protistol.* 39, 338-348.
- Thomassin, B.A. (1978). Soft-bottom communities. In: Stoddart DR, Johannes RE (eds) *Coral reefs: research methods*. UNESCO, Paris, p 263–298.
- Tiri, A. (2010). Pollution urbaine et industrielle des eaux de surface. Cas du barrage de Koudiat Medaouar. Batna. Est Algérein. Thèse de Doctorat. Dép. Hydraul. Univ. Batna. 265 p.
- Tiri, A., Lahbari, N., Boudoukha, A. (2014). Multivariate Statistical Analysis and Geochemical Modeling to Characterize the Surface Water of Oued Chemora Basin, Algeria. *Natural Resources Research* 1-13.
- Tiwary, R. K., Dhar, B.B. (1994). Effect of coal mining and coal based industrialactivities on water salinity of the river Domodar with specific reference to heavy metal., *International Journal of Surface Mining, reclamation and Environment*, 8, 3, 111-115.

- Tong S. T.Y., et Chen W., (2002). Modeling the relationship between land use and surface water quality. *Journal of Environmental Management*, 66: 377–393.
- Touhari, F. (2015). Etude de la Qualité des Eaux de la vallée du Haut Cheliff, Thèse de Doctorat, Ecole Nationale Supérieure d'Hydraulique.
- Toumi A. et, Remini B. (2016). Perte de capacité de stockage au barrage des Zardezas, Algérie. Article scientifique.8p.
- Tracanna, B.C., Martinez de Marco, S.N., Amoroso, M.J., Romero, N., Chaile, P., et Mangeaud, A. (2006). Physical, chemical and biological variability in the Dr. C. Gelsi reservoir (NW Argentina) : a temporal and spatial approach. *Limnetica* 25(3) :787–808.
- Tranvik, L.J., Downing, J.A., Cotner, J.B., Loiselle, S.A., Strieg , R.G., Ballatore, T.J. et al.,(2009). Lakes and reservoirs as regulators of carbon cycling and climate. *Limnol. Oceanogr.*, 54:2298–2314.
- Trevisan D. (2001). Epanchage des effluents d'élevage sur prairie et contamination microbiologique de l'eau. Guide pour le diagnostic et la maîtrise des risques. GIS Alpes du Nord. Chambéry. 42 p.
- UNECD-NAMUR, Qualité des eaux courantes. Rapport final., Cemagref, Bordeaux CEEB. 112p.
- Unuoha, P.C., Nwankwo, D.I., Chukwu, L.O., et Wim, V. (2011). Spatiotemporal variations in phytoplankton biomass and diversity in a tropical eutrophic lagoon, Nigeria. *J Am Sci* 7(8) :33–46.
- Utermöhl, H. (1958). Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. *Mitt. Int. Ver. Theor. Angew. Limnol.* 9: 1-38.
- Vaquer, A., Pons V. et Lautier,j. (1997). Distribution spatio-temporelle du phytoplancton dans le réservoir de Petit-saut (Guyane française). *Hydroecol. Appl.* Tome 9, Vol. 1-2, pp 169-193.
- Variation of microcystin content of cyanobacterial blooms and isolated strains in Grand-Lieu Lake (France). *Microbiol. Ecol.* 35: 126-135.
- Vasquez, G.,Favila, M.E. (1998). Status of the health conditions of subtropical Atezea lake. *Aquatic Ecosystem Health and Management*, 1: 245 – 255.
- Vezie, C., Brient, L., Sivonen, K., Bertru, G., Lefeuvre, J.C. et Salkinoja-Salonen, M. (1998).
- Waite, A., Fisher, A., Thompson, P.A. et Harrison, P. (1997). Sinking rate versus cell volume relationships illuminate sinking rate control mechanisms in marine diatoms. *Marine Ecology Progress Series* 157: 97–108.
- Walling D.E., Russell, M.A., et Webb, B.W. (2001). Controls on the nutrient content of suspended sediment transported by British rivers. *The Science of the Total Environment*, 266, 113-123.

- Wan Maznah, W. O., et Makhrough, A. (2014). Water quality of tropical reservoir based on spatio-temporal variation in phytoplankton composition and physico-chemical analysis. *Int. J. Environ. Sci. Technol.*, 1-12.
- Wan Maznah, W.O., et Mansor, M. (2002). Aquatic pollution assessment based on attached diatom communities in the Pinang River Basin Malaysia. *Hydrobiologia* 487:229–241.
- Wetzel, R.G., Likens, G.E. (2000). Composition and Biomass of Phytoplankton. In: Wetzel, R.G. and Likens, G.E., Eds., *Limnological Analyses*, 3rd Edition, Springer, New York, 147-154.
- Widory, D., Kloppmann, W., Chery, L., Bonnin, J., Rochdi, H., et Guinamant, J.L. (2004). Nitrate in groundwater : an isotopic multi-tracer approach. *Journal Contamination Hydrology*, 72, 165-188.
- Willén, E. (2000). Phytoplankton in water quality assessment - an indicator concept. In P. Heinonen, G. Ziglio, A. Van der Beken [eds.], *Hydrological and limnological aspects of lake monitoring*, John Wiley & Sons, New York, pp. 58–80.
- Wollenweider, R. A. (1968). Water management research. Scientific fundamentals of the eutrophication of lakes and flowing waters with particular reference to nitrogen and phosphorus as factors in eutrophication. Organization for Economic Co-operation and Development. Directorate for Scientific Affairs. Paris. Mimeographed. 159 p.
- Wu, R.S.S., Siu, W.H.L., Shin, P.K.S. (2005). Induction, adaptation and recovery of biological responses: implications for environmental monitoring. *Mar Pollut Bull*, 51:623–634.
- Wyer, M.D., Kay, D., Dawson, H.M., Jackson, G.F., Jones, F., Yeo, J., et Whittle, J. (1996). Delivery of microbial indicator organisms to coastal waters from catchment sources. *Water Science and Technology* 33 (2), 37-50.
- Wyer, M.D., Oneill, G., Kay, D., Crowther, J., Jackson, G., et Fewtrell, L. (1997). Non-outfall sources of faecal indicator organisms affecting the compliance of coastal waters with directive 76/160/EEC. *Water Science and Technology* 35 (11-12), 151-156.
- Xie, L.Q., Xie, P., et Tang, H.J. (2003). Environment of dissolved phosphate release from sediment to lake water by *Microcystis* biomass- An enclosure experiment in a hyper eutrophic Chinese lake. *Environmental pollution* 122 : 391-399.
- Yap, S.Y. (1997) .Classification of a Malaysian river using biological indices : à preliminary attempt. *Environmentalist*, 17(2) :79–86.
- Yu, Z., Yang, J., Amalfitano, S., Yu, X.Q., et Liu, L.M. (2014). Effects of water stratification and mixing on microbial community structure in a subtropical deep reservoir. *Sci. Rep.* 4.
- Zaitlin, B., Watson, S.B. (2006). Actinomycetes in relation to taste and odour in drinking water : Myths, tenets and truths. *Water Research*, 40: 1741-1753.
- Zbikowski, R., Szefer, P., et Latala, A. (2007). Comparison of green algae *Cladophora* sp. and *Enteromorpha* sp. as potential biomonitors of chemical elements in the Southern Baltic. *Sci Total Environ* 387:320–332.

Zhang, H.H., Huang, T.L., Chen, S.N., Guo, L., Yang X.et Liu, T.T. (2013). Spatial pattern of bacterial community functional diversity in a drinking water reservoir, Shaanxi Province, North-West China. *J. Pure Appl. Microb.*, 3: 1647-1654.

Zingone A. et Enevoldsen H.O. (2000). The diversity of harmful algal blooms : a challenge for science and management. *Ocean & Coastal Management* 43: 725-748.

Zohary, T., Robarts, R.D. (1989). Diurnal mixed layers and the long term dominance of *Microcystis aenroginosa*. *J. Plankton Res.* , 11 (1) : 25-48.

ANNEXES

-A-

1. Composition de la solution de Ringer
2. Composition de l'eau peptonée
3. Composition du milieu gélosé PCA
4. Composition et mode de préparation du milieu gélosé lactosées au TTC et Tergitol
5. Composition du bouillon BLBVB
6. Composition et mode de préparation du milieu gélosé Slanetz et Bartley
7. Composition et mode de préparation du milieu TSC
8. Résultats de dénombrement des GAMHR, CT, CF, SF et des BSR
9. Résultats de dénombrement des GAMHR, CT, CF, SF et des BSR
10. Résultat du rapport CF/SF du barrage Cheffia
11. Résultat du rapport CF/SF du barrage Mexa
12. Résultats de calcul de la déviation standard et du coefficient de variation pour les différents germes étudiés
13. Résultats de calcul de la déviation standard et du coefficient de variation pour les différents germes étudiés
14. Liste des cultures pouvant être irriguées avec des eaux usées épurées

Annexe A

(Chapitre II : Isolement et dénombrement des germes de contamination fécale)

1- Composition de la solution de Ringer (Rodier et al., 2009) :

NaCl : 6,5 g ; KCl : 0,25 g ; NaHCO₃ : 0,20 g ; CaCl₂ : 0,30 g ; Eau permutée q.s.p. 1 L

2- Composition du milieu gélosé PCA (Plate count agar : gélose pour dénombrement) (Rodier et al., 2009) :

Tryptone : 5 g ; Extrait de levure : 2,5 g ; Glucose : 1 g ; Agar : 15 g ; Eau déionisée q.s.p. 1 L.

3- Composition et mode de préparation du milieu gélosé lactosées au TTC et Tergitol (milieu de Chapman, modifié par R. Buttiaux) (Biokar diagnostics, 2009) :

- Solution A : Dans 1 litre d'eau déionisée, dissoudre par chauffage : extrait de viande : 5 g ; peptone : 10 g ; extrait de levure : 6 g ; lactose : 20 g ; bleu de bromothymol : 0,05 g ; agar : 20 g ; ajuster le pH à 7,2. répartir (100 mL) dans des flacons de 150 mL. Stériliser 20 minutes à l'autoclave à 120 °C.

- Solution B : Dissoudre 0,05 g de chlorure de 2, 3,5-triphényltétrazolium (TTC) dans 100 mL d'eau déionisée. Filtrer ou stériliser 20 minutes à l'autoclave à 120 °C.

- Solution C : Dissoudre 0,20 g de Tergitol 7 dans 100 mL d'eau déionisée.

Au moment de l'emploi, faire fondre la solution A (base gélosée) et maintenir à 45-50 °C.

Ajouter 5 mL de solution B et 5 mL de solution C. Bien mélanger en évitant les bulles.

4- Composition de l'eau peptonée (Rodier et al., 2009) :

Peptone exempte d'indole : 10,0 g ; NaCl : 5,0 g.

5- Composition du bouillon lactose bilié au vert brillant (BLBVB) avec cloche (Rodier et al., 2009) :

Peptone : 10g ; Lactose : 10g ; Bile : 20cm³ ; Vert brillant : 0.013g ; Eau déionisée q.s.p. 1 L.

6-Composition et mode de préparation du milieu gélosé Slanetz et Bartley (Biokar diagnostics, 2011) :

Dans 1 litre d'eau déionisée, dissoudre : peptone 20 g ; extrait de levure 5 g ; glucose 2 g ; monohydrogénophosphate de potassium 4 g ; azide de sodium 0,4 g.

Ajuster le pH à 7,2. Ajouter 10 g d'agar et dissoudre par chauffage doux, sans dépasser 100 °C. Refroidir à 50 °C. Ajouter 10 mL d'une solution stérile de chlorure de 2, 3,5-triphényltétrazolium (TTC) à 1 %.

7-Composition et mode de préparation du milieu gélosé Tryptone-Sulfite-Cyclosérine (TSC) (Biokar diagnostics, 2010) :

Milieu de base : Tryptone : 15,0 g ; Peptone papaïnique de soja : 5,0 g ; Extrait autolytique de levure : 5,0 g ; Métabisulfite de sodium : 1,0 g ; Citrate ferrique ammoniacal : 1,0 g ; Agar : 15,0 g ; Eau déionisée q.s.p. 1 L.

Additionné de 1 ml de D-cyclosérine à 4 % à raison de 1 ml pour 100 ml de milieu de base, pH du milieu prêt à l'emploi à 25°C : 7,6 ± 0,2.

8.

Tableau 17 : Liste des cultures pouvant être irriguées avec des eaux usées épurées selon la norme Algérienne (JORA, 2012).

Groupes de cultures pouvant être irriguées avec des eaux usées épurées	Liste des cultures
Arbres fruitiers (1)	Dattiers, vigne, pomme, pêche, poire, abricot, nêfle, cerise, prune, nectarine, grenade, figue, rhubarbe, arachides, noix, olive.
Agrumes	Pamplemousse, citron, orange, mandarine, tangerine, lime, clémentine.
Cultures fourragères (2)	Bersim, maïs, sorgho fourragers, vesce et luzerne
Culture industrielles	Tomate industrielle, haricot à rames, petit pois à rames, betterave sucrière, coton, tabac, lin.
Cultures céréalières	Blé, orge, triticales et avoine
Cultures de production de semences	Pomme de terre, haricot et petit pois
Arbustes fourragers	Acacia et atriplex.
Plantes florales à sécher ou à usage industrie	Rosier, iris, jasmin, marjolaine et romarin

(1) L'irrigation avec des eaux usées épurées est permise à condition que l'on cesse l'irrigation au moins deux semaines avant la récolte. Les fruits tombés au sol ne sont pas ramassés et sont à détruire.

(2) Le pâturage direct dans les parcelles irriguées par les eaux usées épurées est strictement interdit et, ce afin de prévenir toute contamination du cheptel et par conséquent des consommateurs.

9.

Tableau 20 : Résultats de dénombrement des GAMHR, CT, CF, SF et des BSR dans les eaux brutes du barrage Cheffia à travers les différents sites de prélèvement durant l'année 2013

	Site C2: GAMHR (x104 UFC/ml)													CT (CFU/100ml)				CF (CFU/100ml)				SF (CFU/100ml)				BSR (CFU/100ml)				
	0	1m	2m	3m	4m	5m	6m	7m	8m	9m	10m	11m	12m	13m	c1	c2	c3	BN	c1	c2	c3	BN	c1	c2	c3	BN	c1	c2	c3	BN
16-déc.	145	142	110	97	87	88	48	52	87	68	86	137	157	177	6	30	10	66	4	24	0	24	2	6	0	5	20	8	3	5
15-janv.	176	166	142	111	121	107	81	84	105	97	121	174	172	201	16	30	64	48	4	14	54	44	1	4	12	13	9	10	19	18
13-févr.	174	160	135	98	107	102	75	77	105	78	108	139	157	177	84	46	154	104	46	36	112	28	14	10	30	6	18	12	9	2
17-mars	99	94	115	89	111	94	115	124	122	97	92	145	168	205	76	88	130	236	50	32	94	144	6	10	16	28	3	5	0	0
15-avr.	142	125	154	125	136	136	138	145	162	150	136	166	194	243	160	86	178	308	88	76	118	192	40	14	42	63	14	15	13	8
15-mai	134	123	142	122	131	121	134	145	157	104	126	157	193	242	72	144	130	378	44	130	84	250	10	22	12	32	10	17	0	4
16-juin	42	52	74	129	118	88	57	77	67	66	57	42	62	132	30	48	104	284	24	34	76	150	6	12	23	47	16	15	16	1
16-juil.	66	94	117	122	140	105	134	94	87	72	68	64	79	197	20	64	48	150	10	54	52	110	4	16	9	19	13	15	12	1
15-août	45	37	85	134	111	101	115	84	83	69	67	59	78	187	14	0	68	48	12	2	48	26	6	0	10	5	5	7	11	9
16-sept.	72	74	94	87	52	37	29	52	24	28	55	84	105	83	0	20	34	66	2	14	24	26	2	12	4	4	3	3	12	12
15-oct.	84	112	123	100	79	51	45	34	42	37	71	104	122	102	14	42	36	20	10	20	10	18	4	8	3	3	17	6	6	9
14-nov.	81	84	122	98	64	47	40	34	36	28	66	88	112	85	0	8	0	36	2	6	0	18	2	0	0	5	10	1	15	7

10.

Tableau 21 : Résultats de dénombrement des GAMHR, CT, CF, SF et des BSR dans les eaux brutes du barrage Mexa à travers les différents sites de prélèvement durant l'année 2013

	GAMHR Site M2 (x104 UFC/ml)															CT (CFU/100ml)					CF (CFU/100ml)					SF (CFU/100ml)					BSR (CFU/100ml)						
	0	1m	2m	3m	4m	5m	6m	7m	8m	9m	10m	11m	12m	13m	14m	15m	16m	M1	M2	O	BA	BG	M1	M2	O	BA	BG	M1	M2	O	BA	BG	M1	M2	O	BA	BG
22-déc.	287	252	207	184	175	136	100	139	155	154	223	234	334	314	251	267	268	0	5	157	210	285	0	5	104	89	68	5	9	87	135	8	8	0	5	0	0
21-janv.	342	308	253	232	228	188	165	169	202	218	296	346	373	375	338	336	384	54	5	63	503	853	41	2	33	77	45	80	2	129	195	5	0	5	0	9	0
23-févr.	334	295	233	205	209	177	152	162	183	186	247	296	334	316	237	251	259	123	30	266	615	945	90	473	72	63	45	83	170	107	132	8	8	5	12	29	3
23-mars	193	209	204	200	205	209	239	246	219	189	237	313	373	350	308	328	332	186	357	1014	840	923	135	270	774	144	23	180	93	183	233	6	3	12	18	6	2
20-avr.	267	279	279	261	272	274	283	307	312	286	302	360	437	409	327	349	453	252	117	825	765	743	213	63	115	252	90	270	105	177	210	20	18	9	36	33	6
21-mai	257	265	264	253	252	255	279	302	261	230	283	390	495	399	275	299	283	39	57	672	900	998	18	45	552	513	158	33	60	173	161	15	2	15	9	20	9
22-juin	94	126	203	247	206	145	134	144	133	123	98	104	184	174	139	155	98	0	0	315	615	285	0	0	17	422	197	8	0	54	89	118	2	3	2	0	15
20-juil.	160	211	269	312	245	239	228	181	169	140	132	143	276	251	195	196	158	69	30	195	93	188	57	12	69	36	225	20	8	90	72	233	0	11	0	0	39
24-aout.	82	122	219	245	212	216	169	167	162	136	126	137	265	246	221	238	151	0	50	115	302	188	2	38	56	225	203	6	99	47	90	25	0	0	6	2	50
21-sept.	146	160	181	139	68	66	81	76	52	83	138	169	168	167	142	160	147	42	0	93	47	83	15	3	27	23	225	18	0	62	96	27	3	2	0	6	32
20-oct.	186	235	223	179	130	96	79	76	79	108	175	226	224	206	158	172	175	15	63	59	36	563	5	62	18	29	135	8	88	32	65	14	8	0	8	0	8
23-nov.	185	206	220	162	111	87	74	70	64	94	154	200	187	173	125	142	134	18	8	122	188	495	8	12	53	86	113	2	15	69	119	18	0	5	2	9	0

11.

Tableau 22 : Résultats de calcul de la déviation standard (St. Dev) et du coefficient de variation (CV%) pour les différents germes étudiés dans le barrage de Cheffia (année 2013).

	CT				CF				SF				BSR			
	c1	c2	c3	BN	c1	c2	c3	BN	c1	c2	c3	BN	c1	c2	c3	BN
St.Dev.	50,45	49,03	51,63	131,67	34,84	47,02	36,21	84,68	37,32	18,43	26,64	30,52	12,83	14,82	16,81	22,82
CV%	117,27	79,69	73,22	85,28	109,02	97,53	74,42	93,99	132,66	67,85	94,89	102,48	50,50	55,79	64,28	83,64

12.

Tableau 23 : Résultats de calcul de la déviation standard (St.Dev) et du coefficient de variation (CV%) pour les différents germes étudiés dans le barrage de Mexa (année 2013).

	CT					CF					SF					BSR				
	M1	M2	O	BA	BG	M1	M2	O	BA	BG	M1	M2	O	BA	BG	M1	M2	O	BA	BG
St.Dev.	80,72	99,91	326,33	320,55	325,06	66,64	143,78	242,74	160,73	73,99	84,09	57,02	53,30	56,36	66,77	5,37	5,09	10,35	11,62	17,12
CV%	121,38	161,59	100,49	75,66	61,44	136,92	175,16	153,79	98,46	58,14	145,60	103,83	52,86	44,58	162,52	123,82	91,15	126,70	122,30	125,24

13.

Tableau 24 : Résultats du rapport CF/SF du barrage Cheffia à travers les différents sites d'étude (année 2013)

Mois	C1	C2	C3	BN
12	2,00	4,00	0,00	4,69
1	4,00	3,50	4,50	3,27
2	3,29	3,60	3,73	4,88
3	8,33	3,20	5,88	5,22
4	2,20	5,43	2,80	3,07
5	4,40	5,91	7,21	7,90
6	4,00	2,83	3,30	3,23
7	2,50	3,38	5,55	5,92
8	2,00	2,00	4,88	5,37
9	1,00	1,17	5,69	6,89
10	2,50	2,50	3,20	6,22
11	1,00	6,00	0,00	3,55

14.

Tableau 25 : Résultats du rapport CF/SF du barrage Mexa à travers les différents sites d'étude (année 2013)

Mois	M1	M2	O	BA	BG
12	0,00	0,50	1,19	0,66	9,00
1	0,68	1,00	0,26	0,50	10,00
2	1,09	2,79	0,68	0,48	6,00
3	0,75	2,90	4,23	0,62	3,75
4	0,79	0,60	0,67	1,20	4,62
5	0,55	0,75	3,20	3,20	10,50
6	0,00	0,00	0,31	4,76	1,79
7	2,92	1,60	0,77	0,50	0,97
8	0,25	0,38	1,19	2,50	7,11
9	0,83	3,00	0,44	0,41	8,33
10	0,60	0,63	0,57	0,44	10,00
11	5,00	0,80	0,76	0,72	6,25

ANNEXES

-B-

1. Composition et préparation de la solution Lugol
2. Liste des taxons indicateurs pour la métrique de composition spécifique – MCS
3. Liste des formes géométriques utilisées pour le calcul du biovolume cellulaire phytoplanctonique
4. Dimension du cadre de comptage pour les différents grossissements
5. Résultat de la profondeur Secchi et de la zone euphotique dans le barrage de Cheffia et Mexa
6. Résultat du calcul de la richesse spécifique phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa
7. Résultat du calcul de la biomasse phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa
8. Résultat de dosage de la Chlorophylle a dans les eaux du barrage de Cheffia et Mexa
9. Résultat du calcul de l'indices de Shannon-Weaver et d'équirépartition dans les eaux du barrage Mexa et Cheffia
10. Variation mensuelle de la densité cellulaire dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa

Annexe B

(Chapitre III : Etude de la communauté phytoplanctonique)

1- Composition et préparation de la solution Lugol

La solution de Lugol est obtenue par le mélange de 20 g d'iodure de potassium (KI) avec 200 ml d'eau distillée, puis dissoudre 10 g d'iode pure dans la solution précédente. Rajouter à la solution de l'acide acétique en glace (20 g), quelque jour avant utilisation. La solution doit être conservée dans un endroit obscur et ventilé (Schwoerbel, 1970)

2-

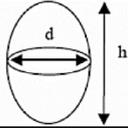
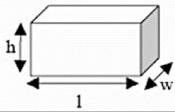
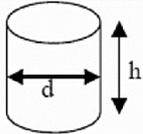
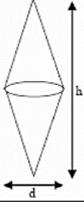
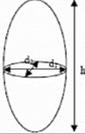
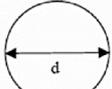
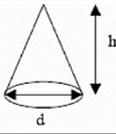
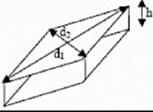
Tableau 34 : Dimension du cadre de comptage pour les différents grossissements (Druart et Rimet, 2008).

Objectif	Zoom x 1		Zoom x 1.6	
	Largeur	Longueur	Largeur	Longueur
x10	730 μm	1120 μm	450 μm	700 μm
x20	360 μm	550 μm	220 μm	350 μm
x40	190 μm	290 μm	112 μm	180 μm
x100	80 μm	110 μm	45 μm	70 μm

Diamètre d'une chambre de comptage	26 mm
------------------------------------	-------

3-

Tableau 35 : Liste des formes géométriques utilisées pour le calcul du biovolume cellulaire phytoplanctonique (Druart et Rimet, 2008).

Code utilisé dans l'annexe biovolumes	Dénomination	Formule	
ell	ellipse	$V=3,14/6*d^2*h$	
box	boite	$V=l*w*h$	
tub	tube	$V=3,14/4*d^2*h$	
doco	Double cône	$V=3,14/12*d^2*h$	
trel	Ellipse à trois axes	$V=3,14/6*d1*d2*h$	
sphe	Sphère	$V=3,14/6*d^3$	
con	Cône	$V=3,14/12*d^2*h$	
rhp	Prisme rhomboïde	$V=d*d*h/2$	

Avec : d : diamètre ; d1 : longueur ; d2 : largeur ; h : épaisseur.

4-

Tableau 37 : Liste des taxons indicateurs pour la métrique de composition spécifique – MCS (Feret et Laplace-Treytore, 2013).

Code 6L	Nom complet	CS	Si	NbVal
APAELA	<i>Aphanocapsa elachista</i>	0.00	3.00	23
CYSINV	<i>Cyclostephanos invisitatus</i>	1.01	1.76	21
TEAINC	<i>Tetraedron incus</i>	1.25	3.00	35
STEPAR	<i>Stephanodiscus parvus</i>	2.44	2.75	30
DEDINT	<i>Desmodesmus intermedius</i>	3.12	2.29	87
PLAAGA	<i>Planktothrix agardhii</i>	3.68	2.62	203
SCEOBL	<i>Scenedesmus obliquus</i>	4.43	2.25	143
MIOAER	<i>Microcystis aeruginosa</i>	4.46	1.36	103
TRAVOP	<i>Trachelomonas volvocina var. punctata</i>	4.64	2.59	46
PEDDUP	<i>Pediastrum duplex</i>	5.11	2.08	182
NIZACI	<i>Nitzschia acicularis</i>	5.12	1.69	230
TERSTA	<i>Tetrastrum staurogeniaeforme</i>	5.23	1.81	53
TEATRG	<i>Tetraedron trigonum</i>	5.36	1.57	26
COEMIC	<i>Coelastrum microporum</i>	5.44	2.21	92
CLOACU	<i>Closterium acutum</i>	5.51	2.02	74
DEDOPO	<i>Desmodesmus opoliensis</i>	5.76	2.00	116
CRCAPI	<i>Crucigeniella apiculata</i>	5.79	2.67	42
MONTOR	<i>Monoraphidium tortile</i>	5.85	1.44	64
ANKFAL	<i>Ankistrodesmus falcatus</i>	5.87	1.25	26
SCESUB	<i>Scenedesmus subspicatus</i>	5.90	1.49	80
CHSRUF	<i>Chrysococcus rufescens</i>	6.19	1.47	36
PEDTET	<i>Pediastrum tetras</i>	6.27	1.78	173
TCHALT	<i>Tetrachlorella alternans</i>	6.31	1.54	35
ACSHAN	<i>Actinastrum hantzschii</i>	6.41	2.13	41
LIMRED	<i>Limnothrix redekei</i>	6.53	2.07	58
TREPLA	<i>Treubaria planctonica</i>	6.54	2.26	44

DIDINE	<i>Didymocystis inermis</i>	6.68	1.96	25
AULGRA	<i>Aulacoseira granulata</i>	7.01	1.99	313
STEHAN	<i>Stephanodiscus hantzschii</i>	7.12	1.84	122
DEDARM	<i>Desmodesmus armatus</i>	7.16	1.62	165
SCEECO	<i>Scenedesmus ecornis</i>	7.20	1.78	71
SCEBIC	<i>Scenedesmus bicaudatus</i>	7.30	1.84	79
PEDBOR	<i>Pediastrum boryanum</i>	7.34	1.87	114
DICEHR	<i>Dictyosphaerium ehrenbergianum</i>	7.37	2.24	22
KOLLON	<i>Koliella longiseta</i>	7.44	1.79	76
DEDCOM	<i>Desmodesmus communis</i>	7.54	1.64	267
CRYCUR	<i>Cryptomonas curvata</i>	7.80	1.38	34
PSDFIN	<i>Pseudodidymocystis fina</i>	7.93	1.40	146
CYSDUB	<i>Cyclostephanos dubius</i>	8.01	2.18	164
PHTLEN	<i>Phacotus lenticularis</i>	8.03	1.35	59
LAGCIL	<i>Lagerheimia ciliata</i>	8.13	1.89	25
PHALON	<i>Phacus longicauda</i>	8.15	1.14	31
ANYJUD	<i>Ankyra judayi</i>	8.28	1.76	97
CRCREC	<i>Crucigeniella rectangularis</i>	8.30	1.69	28
OOCMAR	<i>Oocystis marssonii</i>	8.40	1.89	41
TEACAU	<i>Tetraedron caudatum</i>	8.41	1.16	175
PSELIM	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	8.44	1.86	106
SCEDEN	<i>Scenedesmus denticulatus</i>	8.51	1.57	34
TRAVOL	<i>Trachelomonas volvocina</i>	8.70	1.33	192

Code	Nom	C	S	Nb
CYCM	<i>Cyclotella meneghiniana</i>	8.74	1.8	60
SCEOB	<i>Scenedesmus obtusus</i>	8.92	1.6	50
CLOA	<i>Closterium acutum var. variable</i>	8.99	1.2	48
SCEAC	<i>Scenedesmus acuminatus</i>	9.01	1.7	56
TABFE	<i>Tabellaria fenestrata</i>	9.19	1.8	25
CCTMI	<i>Choricystis minor</i>	9.25	1.1	202
STXDI	<i>Stelexomonas dichotoma</i>	9.30	1.4	46
PSDPL	<i>Pseudodidymocystis planctonica</i>	9.41	1.2	69
SIDOR	<i>Siderocelis ornata</i>	9.46	1.4	30
APAD	<i>Aphanocapsa delicatissima</i>	9.59	1.2	163
AULA	<i>Aulacoseira granulata var. angustissima</i>	9.61	1.2	56
CRYO	<i>Cryptomonas ovata</i>	9.63	1.8	128
MOTSI	<i>Monactinus simplex</i>	9.66	1.6	114

MERTE	<i>Merismopedia tenuissima</i>	9.83	1.6	115
APHFL	<i>Aphanizomenon flos-aquae</i>	9.88	1.9	84
CLOA	<i>Closterium aciculare</i>	9.95	2.1	34
MONA	<i>Monoraphidium arcuatum</i>	10.0	1.4	238
DEDA	<i>Desmodesmus abundans</i>	10.0	2.0	36
RDOCO	<i>Raphidocelis contorta</i>	10.0	0.9	20
MELV	<i>Melosira varians</i>	10.1	1.8	45
SPESC	<i>Sphaerocystis schroeteri</i>	10.3	1.4	153
MONMI	<i>Monoraphidium minutum</i>	10.4	1.2	190
DOLFL	<i>Dolichospermum flos-aquae</i>	10.4	2.1	40
HYAC	<i>Hyaloraphidium contortum</i>	10.5	2.2	36
MONK	<i>Monoraphidium komarkovae</i>	10.6	1.4	131
TERT	<i>Tetrastrum triangulare</i>	10.6	1.4	43
OOCB	<i>Oocystis borgei</i>	10.6	1.8	22
COUPL	<i>Coenococcus planctonicus</i>	10.6	1.7	29
NECR	<i>Nephrochlamys rostrata</i>	10.6	1.4	32
OOCSSO	<i>Oocystis solitaria</i>	10.7	1.3	69
SCEEL	<i>Scenedesmus ellipticus</i>	10.9	1.3	80
TEAMI	<i>Tetraedron minimum</i>	10.9	1.3	390
DIATE	<i>Diatoma tenuis</i>	11.0	2.3	38
HARR	<i>Hariotina reticulata</i>	11.0	2.2	33
PLGNA	<i>Plagioselmis nannoplantica</i>	11.0	1.3	504
WORN	<i>Woronichinia naegelianiana</i>	11.1	1.9	55
ENCFMI	<i>Encyonema minutum</i>	11.2	0.8	28
MONC	<i>Monoraphidium contortum</i>	11.2	1.2	354
OACL	<i>Oocystis lacustris</i>	11.3	1.4	191
DICPU	<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>	11.3	1.9	69
MONN	<i>Monoraphidium nanum</i>	11.3	1.0	43
PADM	<i>Pandorina morum</i>	11.4	1.9	21
MONG	<i>Monoraphidium griffithii</i>	11.4	1.0	172
APAH	<i>Aphanocapsa holsatica</i>	11.5	1.3	121
TABFL	<i>Tabellaria flocculosa</i>	11.6	0.9	45
STACI	<i>Staurastrum cingulum</i>	11.6	1.7	47
OOCPA	<i>Oocystis parva</i>	11.6	0.0	28
CLLV	<i>Chlorella vulgaris</i>	11.7	1.2	298
LAGGE	<i>Lagerheimia genevensis</i>	11.7	1.4	128
ANYL	<i>Ankyra lanceolata</i>	11.8	1.6	100
AULDI	<i>Aulacoseira distans</i>	11.9	1.5	126
ANYA	<i>Ankyra ancora</i>	12.0	1.7	49

Code	Nom	C	S	Nb
MALA	<i>Mallomonas akrokomos</i>	12.0	1.8	56
FRACR	<i>Fragilaria crotonensis</i>	12.1	1.8	179
CRYM	<i>Cryptomonas marssonii</i>	12.1	1.6	202
CHRFMI	<i>Chroococcus minutus</i>	12.3	0.8	27
ULNUL	<i>Ulnaria ulna</i>	12.4	1.0	175
PLKGE	<i>Planktosphaeria gelatinosa</i>	12.6	1.1	31
TEAT	<i>Tetraedron triangulare</i>	12.7	2.0	64
CRUTE	<i>Crucigenia tetrapedia</i>	12.7	1.6	287
ASTFO	<i>Asterionella formosa</i>	12.7	1.5	379
CERHI	<i>Ceratium hirundinella</i>	12.9	1.3	154
PUNRA	<i>Puncticulata radiosa</i>	12.9	1.0	127
PHTLE	<i>Phacotus lendneri</i>	13.0	1.9	73
DICSU	<i>Dictyosphaerium subsolitarium</i>	13.1	1.2	49

URSLO	<i>Urosolenia longiseta</i>	13.2	1.7	128
AULA	<i>Aulacoseira ambigua</i>	13.3	1.8	64
ULNU	<i>Ulnaria ulna var. acus</i>	13.3	1.3	230
SCRSE	<i>Schroederia setigera</i>	13.4	1.1	41
TRET	<i>Treubaria triappendiculata</i>	13.5	1.8	27
NAVL	<i>Navicula lanceolata</i>	13.6	0.7	33
RHDL	<i>Rhodomonas lacustris</i>	13.6	1.5	307
DINSO	<i>Dinobryon sociale</i>	13.6	1.2	69
CYCO	<i>Cyclotella ocellata</i>	13.8	1.1	54
SALFR	<i>Salpingoeca frequentissima</i>	14.0	1.9	44
PERUM	<i>Peridinium umbonatum</i>	14.4	1.4	32
AULSU	<i>Aulacoseira subarctica</i>	14.5	1.9	40
DISPS	<i>Discostella pseudostelligera</i>	14.5	0.8	26
CYCB	<i>Cyclotella bodanica</i>	14.7	1.0	28
MONC	<i>Monoraphidium convolutum</i>	14.7	0.2	26
ERKSU	<i>Erkenia subaequiciliata</i>	14.7	1.5	271
ACNZ	<i>Acanthoceras zachariasii</i>	14.8	1.6	36
COEAS	<i>Coelastrum astroideum</i>	14.9	1.0	64
MONCI	<i>Monoraphidium circinale</i>	15.0	1.0	97
CYCC	<i>Cyclotella cyclopuncta</i>	15.1	1.2	296
COOFO	<i>Coenochloris fottii</i>	15.2	1.5	20
ULND	<i>Ulnaria delicatissima var. angustissima</i>	15.3	1.5	93
COCPL	<i>Cocconeis placentula</i>	15.3	0.7	43
DEDG	<i>Desmodesmus granulatus</i>	15.6	1.3	34
APOCL	<i>Aphanothece clathrata</i>	15.9	1.1	39
DINST	<i>Dinobryon sociale var. stipitatum</i>	16.0	1.6	143
GYML	<i>Gymnodinium lantzschii</i>	16.2	1.7	133
KIROB	<i>Kirchneriella obesa</i>	16.2	1.4	36
BITCH	<i>Bitrichia chodatii</i>	16.3	1.8	51
KEPSP	<i>Kephyrion spirale</i>	16.3	1.8	26
ACDMI	<i>Achnantheidium minutissimum</i>	16.5	1.9	147
GYMH	<i>Gymnodinium helveticum</i>	16.7	2.2	69
PERWI	<i>Peridinium willei</i>	16.8	1.9	68
KEPM	<i>Kephyrion mastigophorum</i>	16.8	1.4	109
KATFU	<i>Katodinium fungiforme</i>	17.0	2.0	22
CYYP	<i>Chrysolykos planctonicus</i>	17.0	1.9	68
DINDI	<i>Dinobryon divergens</i>	17.1	1.7	228
SYCEL	<i>Synechococcus elongatus</i>	17.2	1.8	92
CYCCO	<i>Cyclotella comensis</i>	17.2	2.3	26

Code	Nom	C	S	Nb
CHRLI	<i>Chroococcus limneticus</i>	17.2	1.4	24
PEPCU	<i>Peridiniopsis cunningtonii</i>	17.4	1.7	27
DINEL	<i>Dinobryon elegantissimum</i>	17.7	2.4	91
DINSE	<i>Dinobryon sertularia</i>	18.0	1.7	54
APOMI	<i>Aphanothece minutissima</i>	18.0	2.4	22
DINCY	<i>Dinobryon cylindricum</i>	18.2	2.6	52
ELAG	<i>Elakatothrix gelatinosa</i>	18.3	1.8	194
DISST	<i>Discostella stelligera</i>	18.4	2.1	28
FRAA	<i>Fragilaria arcus</i>	18.5	2.2	26
DINAM	<i>Dinobryon sociale var. americanum</i>	19.2	2.4	39
DINBA	<i>Dinobryon bavaricum</i>	19.5	1.8	95
PERIN	<i>Peridinium inconspicuum</i>	20.0	2.1	29

5-

Tableau 39 : Résultats de la profondeur Secchi et de la zone euphotique dans le barrage de Cheffia et Mexa (année 2013)

Mois	Barrage Mexa		Barrage Cheffia	
	PS (m)	Zeü (m)	PS (m)	Zeü (m)
Dec	0,95	2,66	1,37	3,836
Jan	1,02	2,856	1,15	3,22
Fev	0,84	2,352	1,02	2,856
Mars	0,67	1,876	0,8	2,24
Avr	0,82	2,296	1,07	2,996
Mai	0,89	2,492	1,52	4,256
Juin	1,11	3,108	1,65	4,62
Juill	1,42	3,976	1,82	5,096
Aout	1,45	4,06	1,85	5,18
Sep	1,42	3,976	1,8	5,04
Oct	1,4	3,92	1,65	4,62
Nov	1,13	3,164	1,35	3,78

6-

Tableau 42 : Variation mensuelle de la densité cellulaire phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013)

Mois	Densité (10 ⁴ Ind./L)	
	Cheffia	Mexa
12	71,9	99,9
1	22,5	30,3
2	16,8	44,1
3	30,3	40,9
4	24,7	82,4
5	21,3	76,4
6	30,3	40,9
7	74,1	175,3
8	103,3	166,0
9	150,5	203,2
10	161,7	218,3
11	113,4	153,1

7-

Tableau 43 : Résultats du calcul de la richesse spécifique phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013)

Mois	Nombre d'espèces	
	MEXA	Cheffia
Dec	23	19
Jan	24	17
Fev	20	17
Mars	23	28
Avr	36	26
Mai	35	28
Juin	30	28
Juillet	31	24
Aout	25	20
Sep	27	20
Oct	18	15
Nov	14	15

8-

Tableau 44 : Résultats du calcul de l'indices de Shannon-Weaver (H') et d'équirépartition (E) pour la communauté phytoplanctonique dans les eaux du barrage Mexa et Cheffia (année 2013).

Mois	Mexa		Cheffia	
	Indice de Shannon H'	Equitabilité (E)	Indice de Shannon H'	Equitabilité (E)
12	2,43	0,537	2,057	0,484
1	2,67	0,582	2,541	0,622
2	1,73	0,400	2,794	0,684
3	2,48	0,548	2,431	0,506
4	3,87	0,749	3,344	0,711
5	3,971	0,774	3,971	0,826
6	3,57	0,728	2,574	0,535
7	1,88	0,379	1,903	0,415
8	2,585	0,557	2,585	0,598
9	1,87	0,393	1,815	0,420
10	1,89	0,453	1,705	0,436
11	2,32	0,609	2,442	0,625

9-

Tableau 45 : Résultats du calcul de la biomasse phytoplanctonique dans les eaux du barrage Cheffia et Mexa (année 2013)

Mois	Barrage Cheffia						Barrage Mexa						
	Biomasse (mg/L)					Total biomasse	Biomasse (mg/L)					Total biomasse	
	Cyano	Bacill	Charo	Dino	Chloro		Cyano	Chloro	Bacill	Charo	Dino		Eugleno
12	0,143	0,243	0,000	0,000	0,694	1,080	0,267	0,512	0,203	0,045	0,022	0,031	1,080
1	0,298	0,134	0,024	0,008	0,075	0,540	0,480	0,722	0,273	0,040	0,022	0,032	1,570
2	0,103	0,088	0,018	0,005	0,026	0,240	0,419	0,276	0,199	0,000	0,000	0,116	1,010
3	0,307	0,121	0,018	0,012	0,071	0,530	0,438	0,203	0,214	0,175	0,070	0,000	1,100
4	0,436	0,107	0,114	0,062	0,121	0,840	0,590	0,564	0,474	0,237	0,030	0,115	2,010
5	0,579	0,239	0,074	0,044	0,293	1,230	0,543	1,001	0,259	0,146	0,000	0,041	1,990
6	0,084	0,057	0,022	0,015	0,562	0,740	0,372	0,906	0,174	0,065	0,000	0,024	1,540
7	0,056	0,072	0,005	0,004	0,873	1,010	0,263	1,742	0,139	0,070	0,023	0,033	2,270
8	0,176	0,078	0,023	0,021	1,221	1,520	0,812	1,960	0,061	0,028	0,001	0,007	2,870
9	0,252	0,112	0,000	0,082	1,394	1,840	0,360	1,837	0,222	0,080	0,025	0,036	2,560
10	1,099	0,300	0,000	0,000	0,610	2,010	0,212	2,975	0,326	0,169	0,072	0,096	3,850
11	0,889	0,114	0,000	0,050	0,826	1,880	0,520	1,220	0,221	0,000	0,249	0,000	2,210

10-

Tableau 46 : Résultats du dosage de la Chlorophylle a dans les eaux du barrage de Cheffia et Mexa (année 2013).

Mois	Chlorophylle a (mg/L)	
	Cheffia	Mexa
DEC	42,22	46,442
JAN	34,85	50,54
FEV	20,89	52,24
MARS	24,52	53,21
AVR	37,38	35,47
MAI	35,84	43,008
JUIN	42,01	50,412
JUILL	40,56	42,54
AOUT	59,16	68,034
SEP	68,81	85,14
OCT	66,14	74,88
NOV	50,48	84,47

ANNEXES

-C-

1. Statistique descriptive de la variation des paramètres physicochimiques dans les eaux du barrage Cheffia
2. Statistique descriptive de la variation des paramètres physicochimiques dans les eaux du barrage Mexa
3. Résultat de la déviation des différents TSI calculées pour le barrage de Cheffia et Mexa
4. Protocoles de mesure des différents paramètres physicochimiques étudiés

Annexe C

(Chapitre IV : Etude des paramètres physicochimiques)

1-

Tableau 58 : Statistique descriptive de la variation des paramètres physicochimique dans les eaux du barrage Cheffia (année 2013).

Paramètre	Min.	Max.	Moy.	Med.	St.Dev.	CV%
PS (m)	0,80	1,85	1,42	1,45	0,35	24,68
chlorophylle a (µg/L)	20,89	68,81	43,57	41,29	15,08	34,61
TN (mg/l)	11,82	25,09	19,07	18,83	4,61	24,15
TP (mg/l)	36,04	246,75	97,73	77,19	63,80	65,28
NO ₂ ⁻ (mg/l)	0,09	2,68	0,97	0,36	1,00	103,13
NK (mg/l)	1,85	7,27	4,76	4,53	1,55	32,57
Cl ⁻	368,01	551,58	448,41	420,65	66,81	14,90
SO ₄ ⁻² (mg/l)	147,84	542,08	355,51	398,16	123,01	34,60
HCO ₃ ⁻ (mg/l)	39,84	216,19	123,48	120,32	63,14	51,13
Mg ⁺² (mg/l)	44,19	239,75	136,94	133,44	70,02	51,13
NO ₃ ⁻ (mg/l)	7,43	17,02	13,34	14,42	3,04	22,81
Na ⁺ (mg/l)	13,30	31,50	20,65	19,95	6,08	29,46
K ⁺ (mg/l)	0,60	2,85	1,48	1,43	0,67	45,55
Ca ⁺² (mg/l)	99,75	215,25	155,31	157,50	41,54	26,75
TH (°H)	20,04	44,80	29,01	25,33	9,10	31,35
OD (mg/L)	6,61	8,40	7,29	7,07	0,77	10,64
MT (mg/L)	246,26	326,46	287,44	288,52	34,79	12,10
PH	7,73	8,21	7,97	7,96	0,20	2,51
IP (mg O ₂ /ml)	6,18	8,26	7,05	6,89	0,94	13,34
T (°C)	12,20	25,00	18,75	18,90	5,58	29,78

2-

Tableau 59 : Statistique descriptive de la variation des paramètres physicochimique dans les eaux du barrage Mexa (année 2013).

Paramètre	Min.	Max.	Moy.	Med.	St.Dev.	CV%
PS (m)	0,67	1,45	1,09	1,07	0,27	25,00
chlorophylle a (µg/L)	35,47	85,14	57,20	51,39	16,76	29,30
TN (mg/l)	13,10	19,90	17,19	17,98	2,21	12,87
TP (mg/l)	137,00	279,00	195,75	178,50	45,38	23,18
NO ₂ ⁻ (mg/l)	0,10	1,30	0,86	0,95	0,42	48,67
NK (mg/l)	6,10	7,60	6,99	7,10	0,48	6,80
Cl ⁻	266,00	451,00	340,08	329,00	49,92	14,68
SO ₄ ⁻² (mg/l)	331,00	544,00	409,58	375,00	74,46	18,18
HCO ₃ ⁻ (mg/l)	42,00	213,00	122,33	117,50	61,59	50,35
Mg ⁺² (mg/l)	185,00	333,00	260,33	260,00	40,12	15,41
NO ₃ ⁻ (mg/l)	4,60	12,50	9,35	9,55	2,51	26,86
Na ⁺ (mg/l)	15,00	33,00	24,67	26,00	5,63	22,82
K ⁺ (mg/l)	189,00	331,00	256,42	234,00	48,91	19,07
Ca ⁺² (mg/l)	107,00	245,00	187,00	187,50	45,87	24,53
TH (°H)	18,00	56,00	41,08	41,50	12,90	31,40
OD (mg/L)	6,61	8,40	7,29	6,82	0,77	10,64
MT (mg/L)	246,26	326,46	287,44	259,27	34,79	12,10
PH	7,73	8,21	7,97	8,06	0,20	2,51
IP (mg O ₂ /ml)	6,18	8,26	7,05	8,46	0,94	13,34
T(°C)	12,20	25,00	18,75	19,82	5,58	29,78

3-

Cheffia			Mexa		
TSI(Chl-a)- TSI(SD)	TSI(Chl-a)- TSI(TN)	TSI(Chl-a)- TSI(TP)	TSI(Chl-a)- TSI(SD)	TSI(Chl-a)- TSI(TN)	TSI(Chl-a)- TSI(TP)
11,857	-2,528	7,406	7,513	-3,116	-4,555
7,451	-4,339	-2,636	9,368	-2,370	-0,871
0,701	-4,042	-4,833	6,893	-2,630	-3,573
-1,231	-6,738	-4,179	3,812	0,916	-4,059
7,099	5,032	6,862	2,747	-5,218	-10,434
11,748	2,747	9,869	5,819	-3,328	-5,566
14,490	7,777	0,952	10,562	3,054	-5,611
15,560	3,231	-0,387	12,448	1,388	-6,497
19,498	1,618	-12,954	17,356	2,319	-0,192
20,585	5,860	4,698	19,255	3,852	-5,854
18,942	5,548	-4,021	17,791	2,143	-4,795
13,398	-1,285	-10,840	15,883	4,442	-6,088

Tableau 60 : Résultats de la déviation des différents TSI calculés pour le barrage de Cheffia et Mexa (année2013).

4- PROTOCOLS DE MESURE DES DIFFERENTS PARAMETRES YSICOCHIMIQUES ETUDIES

PROTOCOL DE DOSAGE DE LA MATIERE ORGANIQUE OXYDABLE : INDICE PERMANGANATE (IP) (NF EN ISO 8467 (juillet 1995)).

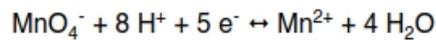
-Principe : Le test consiste à mesurer en milieu acide la quantité d'oxygène utilisée pour la réduction du permanganate de potassium par les matières oxydables contenues dans une eau.

-Mode opératoire

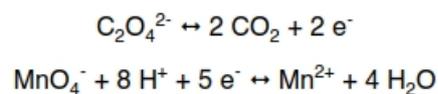
- acidifier l'échantillon et le porter à 98 °C,
- ajouter le permanganate de potassium (solution titrée) et maintenir l'ébullition pendant 10 minutes (± 15 secondes) : au cours de cette phase, le permanganate de potassium sera consommé par les matières oxydables contenues dans l'échantillon
- après 10 minutes (± 15 secondes) d'ébullition, ajouter de l'oxalate de sodium (solution titrée) en excès, pour réduire le permanganate de potassium qui n'a pas été consommé,
- doser l'oxalate de sodium en excès pendant que la solution est encore chaude par une solution titrée de permanganate de potassium.

Il s'agit donc d'un dosage en retour du permanganate de potassium non consommé par les matières oxydables, selon le schéma réactionnel suivant :

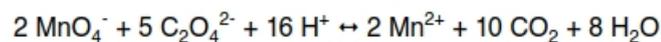
Réduction du permanganate par les matières oxydables



Réduction du permanganate en excès par un excès d'oxalate, puis dosage de l'oxalate en excès par du permanganate, selon les réactions suivantes :



L'équation globale du dosage étant :



Introduire une prise d'essai de 25 mL dans le flacon d'essai. Ajouter 5 mL d'acide sulfurique à 2 mol/L, mélanger avec précaution. Placer le récipient dans le système de chauffage pendant 10 min puis ajouter 5 mL de solution de permanganate de potassium 0,01 N. Noter

l'heure. Au bout de 10 min (\pm 15 secondes), ajouter 5 mL de solution d'oxalate de sodium 0,01 N et attendre la décoloration de la solution. Titrer la solution encore chaude avec la solution de permanganate de potassium 0,01 N jusqu'à l'apparition d'une coloration rose pâle persistant environ 30 s. Noter le volume de solution de permanganate consommé, soit V1. Parallèlement à l'essai, procéder à un essai à blanc dans les mêmes conditions mais sur 25 mL d'eau déionisée ; soit V0 le volume de permanganate de potassium utilisé, V0 doit être inférieur à 0,3 mL.

-Expression des résultats

L'indice permanganate (IP), exprimé en milligrammes d'oxygène par litre d'échantillon, peut alors se calculer comme suit :

$$IP \text{ (mg/L O}_2\text{)} = (V_1 - V_0) \cdot t \cdot 8 \cdot \frac{1000}{V_{\text{échantillon}}}$$

Expression dans laquelle on peut remplacer t par sa valeur calculée précédemment, avec

t : normalité de la solution de permanganate de potassium utilisée (voisin de 0,01 N).

V1 : volume en mL de la solution de permanganate de potassium consommé pour l'échantillon.

V0 : volume en mL de la solution de permanganate de potassium consommé pour l'essai à blanc.

V2 : volume en mL de la solution de permanganate de potassium utilisé pour le titrage de la solution.

Véchantillon : volume en mL d'échantillon utilisé pour le dosage (ici 25 mL).

8 : équivalent en oxygène, exprimé en mg, d'un millilitre d'une solution normale de permanganate de potassium.

-Dans les conditions opératoires présentées ci-dessus (t = 0,01 et $V_{\text{échantillon}}$ = 25 mL), l'expression devient :

$$IP \text{ (mg/L O}_2\text{)} = 16 \frac{V_1 - V_0}{V_2}$$

-Remarques

– Lors du prélèvement, on ajoutera 5 mL d'acide sulfurique à 7,5 mol/L par litre d'échantillon et l'analyse sera effectuée dans les 48 heures qui suivent le prélèvement.

– Laver soigneusement la verrerie à chaud avec une solution acide de permanganate de potassium. Vérifier l'état de la verrerie en procédant à un essai à blanc. Réserver la verrerie à l'usage exclusif de l'indice permanganate.

– Une concentration en chlorures supérieure à 500 mg/L gêne le dosage.

PROTOCOL DE DOSAGE DE L'AMMONIUM (NH₄⁺) (ISO 7150/1-1984).

-Principe

Mesurage spectrométrique du composé bleu formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et Hypochlorite en présence de nitrosopentacyanoferrate (III) de sodium (nitroprussiate de sodium).

-Réactifs

Eau exempte d'ammonium

Réactif coloré : Peser 13 g + ou - 1g de salicylate de sodium, 13g +ou- 1g de citrate trisodique dihydraté et 0,097g de sodium nitropentacyanoferrate (III) dihydraté à dissoudre dans 100 ml d'eau distillée. Conserver dans un récipient en verre brun.

Cette solution est stable pendant 2 semaines.

Dichloroisocyanurate de sodium : Prendre 3,2g d'hydroxyde de sodium dans 50 ml d'eau distillée, + 0,2g +ou- 0,002g de dichloroisocyanurate dihydraté. Dissoudre dans 100 ml d'eau distillée. Conserver dans un récipient en verre brun.

Solutions étalons

Chlorures d'ammonium NH₄Cl ou le sulfate d'Ammonium (NH₄)₂SO₄

-Etalonnage

-Préparation des solutions étalons :

Solution d'azote ammoniacal de 0,1 g/l

-Peser 0,4717 g de sulfate d'ammonium sécher à 105⁰C pendant 1 heure.

-Dissoudre la quantité pesée dans 1000 ml d'eau distillée.

On aura ainsi une solution - mère de 100 mg/l (0,1 mg/ ml).

On pipete 10 ml de la solution-mère qu'on met dans 1 l d'eau distillée pour avoir une solution intermédiaire de 1 mg/l.

-Prendre dans une série de fioles jaugées de 50 ml :

4 ml ; 8 ml ; 12 ml ; 16 ml ; 20 ml et 24 ml de la solution intermédiaire.

-Compléter à 40 ml avec de l'eau distillée. On aura les concentrations suivantes : 0,1 mg/l ; 0,2 mg/l ; 0,3 mg/l ; 0,4 mg/l ; 0,5 mg/l et 0,6 mg/l. Ajouter 4,00 +ou- 0,05 ml de réactif coloré et homogénéiser.

-Ajouter ensuite 4,00 +ou- 0,05 ml de la solution de dichloroisocyanurate de sodium et homogénéiser. Diluer au trait de repère avec de l'eau. Agiter vigoureusement la fiole et la placer dans un bain d'eau maintenu à 25^oc.

-Laisser au repos pendant au moins 60 mn.

-Essai à blanc

Procéder comme décrit précédemment, mais en utilisant 40 ml d'eau distillée à la place de la prise d'essai.

-Préparation de l'échantillon

Filtrer, selon la teneur en ammonium attendue, jusqu'à 40 ml d'échantillon dans une fiole de 50 ml, ajouter 4 ml de la solution de Dichloroisocyanurate de sodium et mélanger. Le PH de la solution doit être de 12,6 ; ce qui est le cas pour les eaux neutres puis ajouter, comme pour les solutions standards ,4 ml de la solution de réactif coloré et compléter la fiole jusqu'à la jauge.

Garder la fiole dans un bain-marie à 25^oc pendant 1 heure et mesurer ensuite à une longueur d'onde de 655 nm avec le spectrophotomètre.

DOSAGE DE L'AZOTE KJELDHAL (NKJ) (ISO 5663-1984)

- Principe

Minéralisation de l'échantillon pour former du sulfate d'ammonium, libération et distillation de l'ammoniac puis dosage par titrimétrie.

Transformation des composés de l'azote dosables par la méthode en sulfate d'ammonium par minéralisation de l'échantillon avec de l'acide sulfurique contenant une concentration élevée de sulfate de potassium destiné à élever le point d'ébullition du mélange et, en présence de sélénium comme catalyseur.

Libération de l'ammoniac du sulfate d'ammoniac par ajout d'une base puis distillation dans une solution d'acide borique indicateur.

Dosage de l'ion ammonium du distillat par titrimétrie avec de l'acide titré. Selon une variante, dosage direct de l'ion ammonium dans le minéralisât, par spectrométrie à 655 nm.

-Réactifs

Eau exempte d'ammonium.

Acide chlorhydrique à d=1.18.

Acide sulfurique à d=1.84.

Solution d'hydroxyde de sodium 500 g/l

Dissoudre 500 ± 20 g d'hydroxyde de sodium dans environ 800 ml d'eau. Refroidir à température ambiante et diluer à 1 litre avec de l'eau dans une éprouvette.

Solution Acide chlorhydrique 0.10 mol/l.

Solution d'acide borique indicateur

Dissoudre 20 ± 1 g d'acide borique (H_3BO_3) dans de l'eau chaude. Amener à température ambiante. Ajouter 10.0 ± 0.5 ml de la solution d'indicateur au rouge de méthyle et 2.0 ± 0.1 ml de la solution de bleu de méthylène et diluer à 1 litre avec de l'eau dans une éprouvette graduée

Solution rouge de méthyle 0.5 g/l :

Dissoudre 0.5 ± 0.1 g de rouge de méthyle dans environ 800ml d'eau et diluer à 1 litre avec de l'eau dans une éprouvette graduée.

Solution Bleu de méthylène 1.5 g/l : Dissoudre 1.5 ± 0.1 g de bleu de méthylène dans environ 800 ml d'eau et diluer à 1 litre avec de l'eau dans une éprouvette graduée.

Mélange catalyseur :

Ce mélange est toxique. Il contient du sélénium. L'inhalation de poussière résultant de sa préparation ou de son emploi doit être évitée. Tous les résidus contenant du sélénium doivent être recueillis en vue de la récupération du sélénium ou de dispositions de contrôle.

Mélanger soigneusement $1\ 000 \pm 20$ g de sulfate de potassium et 10.0 ± 0.2 g de sélénium en pastilles.

Régulateurs d'ébullition.

-Appareillage

Matériel courant de laboratoire, et :

1-Fioles de minéralisation Kjeldahl

2-Appareil de distillation : dont l'extrémité peut être immergée dans la solution absorbante.

-Echantillonnage

Les échantillons pour laboratoire doivent être prélevés dans des bouteilles en polyéthylène ou en verre. Ils doivent être analysés dès que possible ou conservés entre 2 et 5 °C jusqu'à l'analyse.

Une acidification avec de l'acide sulfurique à $\text{PH} < 2$ peut également être effectuée pour faciliter la conservation, sous réserve d'éviter toute contamination de l'échantillon acidifié par absorption de l'ammoniac de l'atmosphère

- Mode opératoire :

Prise d'essai :

Lorsque la concentration approximative en azote de l'échantillon est connue, le volume de la prise d'essai peut être choisi d'après le tableau suivant :

***Choix du volume de prise d'essai :**

Concentration en azote Kjeldahl (mg/l)	Volume de prise d'essai (ml)
Jusqu'à 10	250
10 à 20	100
20 à 50	50
50 à 100	25

Lorsqu'une solution titrée d'acide chlorhydrique à 0.02 mol/l est utilisée pour le titrage.

-Essai à blanc :

Procéder comme décrit ultérieurement, mais en utilisant environ 250 ml d'eau au lieu de la prise d'essai.

Noter le volume d'acide chlorhydrique utilisé.

-Dosage :

***Attention :**

La minéralisation peut libérer du dioxyde de soufre gazeux toxique. Du sulfure d'hydrogène et/ou du cyanure d'hydrogène peut également être libéré par des échantillons pollués.

La minéralisation devrait donc être effectuée sous une hotte aspirante efficace.

Introduire la prise d'essai dans une fiole Kjeldahl et ajouter avec une éprouvette graduée 10 ml d'acide sulfurique et 5.0 ± 0.5 g du mélange catalyseur.

Ajouter quelques régulateurs d'ébullition et faire bouillir rapidement le contenu du ballon sous une hotte aspirante. Le volume du contenu décroît au cours de l'ébullition jusqu'à apparition de fumées blanches.

Après disparition des fumées, observer régulièrement le minéralisât et lorsqu'il s'éclaircit pour devenir incolore ou légèrement brun, poursuivre le chauffage pendant 60 min.

Après la minéralisation, laisser la fiole refroidir à température ambiante pendant ce temps, prélever

50 ± 5 ml d'indicateur (acide borique) et les introduire dans le flacon récepteur de l'appareil de distillation.

S'assurer que l'extrémité du réfrigérant est sous la surface de la solution d'acide borique.

Ajouter avec précaution 250 ± 50 ml d'eau dans la fiole de minéralisation en même temps que quelques régulateurs d'ébullition. Avec une éprouvette graduée, ajouter 50 ml de la solution d'hydroxyde de sodium et connecter aussitôt la fiole à l'appareil de distillation.

Chauffer le ballon à distiller de façon à collecter le distillat à un débit d'environ 10 ml/min.

Arrêter la distillation lorsque 200 ml ont été recueillis.

Titrer le distillat avec de la solution d'acide chlorhydrique jusqu'au virage au rouge et noter le volume utilisé.

-Expression des résultats :

La concentration en azote Kjeldahl exprimée en milligrammes par litre est donnée par la formule :

$$NKJ = \frac{V_1 + V_2}{V_0} \times 14.01 \times 1000$$

avec :

V_0 est le volume en millilitre de la prise d'essai

V_1 est le volume en millilitre de la solution titrée d'acide chlorhydrique utilisé pour le titrage.

V_2 est le volume en millilitre de la solution titrée d'acide chlorhydrique utilisé pour le titrage du blanc.

C est la concentration exacte en mole/litre de la solution titrée d'acide chlorhydrique utilisé pour le titrage.

14,01 est la masse atomique relative de l'azote.

Le résultat peut être exprimé en masse d'azote Q_N (en milligrammes par litre) ou en concentration de substance azotée C_N (en micromole par litre).

Pour convertir Q_N en C_N , multiplier :

$$C_N = Q_N \times 71.4$$

PROTOOL DE DOSAGE DU CALCIUM (Ca^{2+}) (ISO 6058 :1984)

-Principe

Titration des ions calcium avec une solution aqueuse d'EDTA à pH compris entre 12 et 13. Le HSN qui forme un complexe rouge avec le calcium est utilisé comme indicateur. Le magnésium est précipité sous forme d'hydroxyde et n'interfère pas lors du dosage.

lors du titrage, l'EDTA réagit tout d'abord avec les ions calcium libre, puis avec les ions combinés avec l'indicateur qui vire alors de la couleur rouge à la couleur bleu clair.

-Réactifs

Hydroxyde de Sodium, solution de 2 mol/l : Dissoudre 8 g de NaOH dans 100 ml d'eau fraîchement distillée.

EDTA, solution titrée, C (Na_2 EDTA)=10 mmol/l : Sécher une portion d'EDTA à 80°C pendant 2 h, dissoudre 3,725g du sel sec dans de l'eau et diluer à 1000 ml dans une fiole jaugée.

Indicateur Murexide

-Mode opératoire

-A l'aide d'une pipette, introduire 50 ml de l'échantillon préparé dans une fiole conique de 250 ml.

-Ajouter 2 ml de la solution de NaOH et environ une pincée de l'indicateur Murexide.

-Mélanger et doser immédiatement.

-Ajouter la solution d'EDTA tout en continuant d'agiter. Verser lentement .Le virage est atteint lorsque la couleur ne doit plus changer avec l'ajout d'une goutte supplémentaire de la solution d'EDTA.

-Expression des résultats

La teneur en calcium, exprimée en milli mole par litre est donnée par l'équation :

$$C_{ca} = C_1 * V_3 / V_0$$

Où

C_1 est la concentration en EDTA exprimée en m mole /l

V_0 est le volume en ml de la prise d'essai

V_3 est le volume en ml de la solution de l'EDTA utilisé pour le dosage.

Si l'on désire exprimer la teneur en calcium en mg /l, celle-ci est donnée, par l'équation :

$$C_{ca} = C_1 * V_3 * A / V_0$$

Avec :

A : est la masse atomique relative du calcium (40,08)

Si une dilution de l'échantillon a été utilisée, en tenir compte dans le calcul en utilisant le facteur de dilution F.

PROTOCOL DE DOSAGE DES CHLORURES (Cl⁻) (ISO 9297 :1984)

-Principe

Réaction des ions chlorure avec des ions argent pour former du chlorure d'argent insoluble qui est précipité quantitativement .Addition d'un petit excès d'ion argent et formation du chromate d'argent brun –rouge avec des ions chromate qui ont été ajoutés comme indicateur. Cette réaction est utilisée pour l'indication du virage .Durant le titrage, le pH est maintenu entre 5 et 9,5 afin de permettre la précipitation.

-Réactifs

Solution de nitrate d'argent : Dissoudre dans de l'eau 4,791 g de nitrate d'argent (AgNO_3) séchés au préalable à 105°C et compléter à 1000 ml dans une fiole jaugée.

Chromate de potassium comme indicateur coloré : Dissoudre 10 g de chromate de potassium (K_2CrO_4) dans l'eau et diluer à 100 ml.

-Mode opératoire

A l'aide d'une pipette, introduire 100 ml de l'échantillon préparé dans une fiole conique de 250 ml. Ajouter 1 ml d'indicateur de chromate de potassium et titrer la solution par addition goutte à goutte de solution de nitrate d'argent jusqu'à ce que la solution prenne une couleur brun rougeâtre. Un essai à blanc est traité de la même façon.

-Expression des résultats

La concentration en chlorure, C_{Cl} , exprimée en milligramme par litre est donnée par la formule suivante :

$$C_{\text{Cl}} = (V_s - V_b) \times C \times F / V_a$$

Avec :

C_{Cl} : est la concentration en milligramme par litre de chlorure.

V_a : est le volume en ml de l'échantillon pour essai (maximum 100 ml, les dilutions doit être prise en compte).

V_b : est le volume en ml de la solution de nitrate d'argent utilisée pour le titrage du blanc.

V_s : est le volume en ml de la solution de nitrate d'argent utilisée pour le titrage du l'échantillon.

C : est la concentration réelle, exprimée en moles de AgNO_3 par litre, de la solution de nitrate d'argent $C = 0,0282039 \text{ mol/l}$

F : est le facteur de conversion. **$F = 35453 \text{ mg/mol}$**

PROTOCOL DE DOSAGE DU POTASSIUM (K^+) ET DU SODIUM (Na^+)

(ISO 9964-3 :1993)

A) Dosage du Potassium (K^+)

-Réactifs

Dissoudre 1.907 g de KCl (ayant été séché à $105^{\circ}C$ pendant une heure de temps) dans un litre d'eau distillée. Cette solution a, ainsi, une concentration égale à 1000 mg/l de potassium (K^+).

Soit $C_1 = 1000$ mg/l. La solution doit être stockées dans une bouteille en plastique.

A partir de C_1 préparer quotidiennement une solution de 10 mg/l, en prélevant

1 ml q.s.p. 100 ml

-Mesures

Faire passer la solution de 10 mg/l trois fois, et ça doit afficher « 10 »

Faire passer ensuite les échantillons. Si la concentration en potassium dépasse

10 mg/l. Procéder à la dilution de l'échantillon.

Les concentrations correspondent aux extinctions x Facteur de dilution.

B) Dosage du Sodium (Na^+)

-Réactifs

Peser 2.54 g de chlorure de sodium, ayant séché pendant une heure, dans une étuve à $105^{\circ}C$.

Dissoudre cette même quantité dans de l'eau distillée et compléter à 1L.

Cette solution a une concentration de 1 000 mg/l de sodium.

Conserver cette solution dans une bouteille en plastique.

Par dilution, préparer quotidiennement une solution de 10 mg/l en prélevant 1 ml de la solution Précédente dans 100 ml d'eau distillée

-Mesures

Faire passer au photomètre à flamme la solution d'étalonnage de 10 mg/l, trois fois.

Faire passer les échantillons. Si la concentration en Na^+ est supérieure à 10 mg/l, procéder à la dilution de l'échantillon.

Les concentrations correspondent aux extinctions \times Facteur de dilution.

PROTOCOL DE DOSAGE DES IONS NITRATES (NO_3^-) (ISO 7890/1 :1986)

-Principe

Réaction des nitrates avec le diméthyl - 2,6 phénol en présence des acides Sulfurique et phosphorique, avec production du nitro - 4 diméthyl - 2,6 phénol. La durée de la réaction est d'environ 5 min.

-Réactifs

Mélange acide : Mélanger avec précaution 500 + ou -5 ml d'acide sulfurique (H_2SO_4 d = 1.) Et 500 + ou - 5 ml d'acide ortho phosphorique (H_3PO_4 d = 1.69) dans un bêcher en verre de 2 litres de capacité, ajouter 0.040 g d'acide amidosulfonique. Conserver dans une bouteille bouchée en verre. Cette solution est indéfiniment stable.

Diméthyl - 2.6 phénol : Solution à 1.2 g/l : Dissoudre 1.2 +ou- 0.1 g de diméthyl - 2.6 Phénol ($(\text{CH}_3)_2\text{C}_6\text{H}_3\text{OH}$) dans 1000 +ou- 10 ml d'acide acétique (CH_3COOH d=1.05)

-Gamme d'étalonnage

Solution mère : Dissoudre 7.218 + ou- 0.001 g de nitrate de potassium (KNO_3), Préalablement séché à 105 °c pendant au moins 2 h, dans 750 ml d'eau environ dans une fiole jaugée de 1000 ml. Compléter au volume avec de l'eau. Conserver la solution dans une bouteille en verre pendant 2 mois seulement

Solution intermédiaire à 100 mg/l : Transvaser à la pipette 50 ml de la solution mère dans une fiole jaugée de 500 ml et compléter au volume avec de l'eau. Conserver cette solution

dans une bouteille en verre pendant un mois seulement, 1 ml de cette solution correspond à 0.1 mg d'azote de Nitrate.

Solutions standard : Dans une série de fioles jaugées de 100 ml préparer à partir de la solution intermédiaire, des solutions filles à des concentrations allant de 01 à 25 mg/l d'Azote de Nitrate comme suit :

- | | |
|----------------------------|--------------------|
| - 1 mg/l : on prélève 1 ml | 15mg/l : “ “ 15 ml |
| - 5 mg/l : “ “ 5 ml | 20 mg/l: “ “ 20 ml |
| - 10 mg/l: “ “ 10 ml | 25 mg/l: “ “ 25 ml |

Compléter à 100ml et conserver ces solutions dans des bouteilles en verre pendant 1 semaine.

-Développement de la coloration

-A l'aide d'une pipette pourvue d'une poire, introduire 35 ml du mélange acide dans une série de fioles coniques sèches de 100 ml .Introduire dans chaque fiole à l'aide d'une pipette, 5 ml des solutions d'étalonnage, puis 5ml de la solution de dimethyl - 2,6 phénol.

-Mélanger soigneusement le contenu de la fiole par agitation circulaire et laisser reposer Pendant 10 à 60 mn.

-Effectuer un essai à blanc parallèlement au dosage en utilisant 5 ml d'eau à la place de la Prise d'essai ainsi que pour l'échantillon

La concentration en Azote Nitrate est donnée par le Spectrophotomètre UV visible à une longueur d'onde de 324 nm, Quant à la concentration en calcul :

$$\text{Nitrate (mg/L)} = \text{Absorbance} \cdot 4,427$$

PROTOCOL DE DOSAGE DES IONS NITRITES (NO₂-)

(NFT EN 26777 (mai 1993))

-Principe

Les ions nitrites réagissent en milieu acide (PH=1,9) avec la sulfanilamide en formant sel de di-azonium (diazotation) qui forme avec le N-(1-naphtyl)-éthylènediamine-dichlorohydraté un colorant azoïque rouge.

-Réactif

***Solution de nettoyage :** Solution d'acide chlorhydrique (à $d=1,12g=25\%$).

***Solution du réactif :** 20 g de Sulfanilamide, ($C_6H_8N_2O_2S$) dissoudre dans un mélange de 50 ml d'acide phosphorique ($d=1,71 g/ml=85\%$ de masse) et 250 ml d'eau distillée. Dans cette solution dissoudre 1g de N-(1-naphtyl)-éthylènediamine-dichlorohydraté Compléter avec de l'eau distillée dans une fiole jaugée à un volume de 500ml, cette solution est stable pendant un mois si elle est gardée à l'obscurité (bouteille en verre marron bien fermée) et $4^0 C$ au frigo.

***Solution d'acide phosphorique :** Dans une fiole jaugée de 250 ml, dissoudre 25 ml d'acide phosphorique ($d= 1,71g/ml=85\%$ en masse) dans 150 ml d'eau distillée. Après refroidissement à la température ambiante, on complète à l'eau distillée à 250ml.

***Solution standard de 100 mg/l :** Dissoudre $0,4926g \pm 0,0002$ de Nitrites de Sodium ($NaNO_2$), sécher pendant 2 heures à 105^0C dans 750 ml d'eau distillée compléter à 1L.

1ml =100 gr = 0,1mg de NO_2-N . Cette solution est stable pendant 1 mois à l'obscurité et à 4^0c .

-Prélèvement et préparation des échantillons

Conserver l'échantillon à 4^0C et effectuer le dosage dans les six heures qui suivent le prélèvement. En cas d'impossibilité, ajouter une goutte de chloroforme à l'échantillon.

Pour le prélèvement il faut utiliser des bouteilles en verre.

-Mode opératoire

-Dans le cas d'échantillons troubles, il faut filtrer ceux -ci sur un filtre à membrane de $0,45 \mu m$. Introduire 40 ml de l'échantillon (filtré) dans une fiole jaugée de 50 ml.

-Ajouter 1ml de la solution du réactif, bien mélanger, ajuster à 50 ml

-Vérifier que le PH soit $< 1,9$ (à un PH ajouter de l'acide phosphorique).

-Compléter avec de l'eau distillée à 50 ml et bien mélanger.

-Mesurer l'extinction après 20 à 30 mn à une longueur d'onde = 540 nm dans une cuvette de 1 cm.

Le blanc étant composé d'eau distillée, traité de la même manière que les échantillons.

La valeur donnée par le Spectrophotomètre correspond à la concentration en N-NO₂ donc pour avoir la concentration en NO₂ on doit multiplier la valeur par 3,29

Dans le cas d'échantillon, coloré, il faut également mesurer l'extinction propre de l'échantillon d'eau (sans réactif) mais diluer de la même manière que l'échantillon réel).

PROTOCOL DE DOSAGE DES PHOSPHATES (PO₄⁻³)

(NF EN ISO 6878 (avril 2005))

-Principe

Formation en milieu acide d'un complexe avec le molybdate d'ammonium et le tartrate double d'antimoine et de potassium.

Réduction par l'acide ascorbique en un complexe coloré en bleu qui présente deux valeurs maximales d'absorption (l'une vers 700 nm, l'autre plus importante à 880 nm).

-Réactifs

***Réactif- mélange**

A- Dissoudre 13 g d'heptamolybdate d'ammoniumqsp 100 ml H₂O distillée.

B- Dissoudre 0.35 g de tartrate d'antimoine qsp 100 ml H₂O distillée.

C-150 ml d'acide sulfurique concentré qsp 300 ml H₂O distillée.

- Mélanger (A + C) + B = 500 ml (Stable pendant deux mois).

***Acide ascorbique :**

- 10 g Acide ascorbique qsp 100 ml H₂O distillée.

***Mode opératoire :**

- Prendre 40 ml d'eau à analyser
- Ajouter 1 ml d'acide ascorbique
- Ajouter 2 ml du réactif mélange
- Incuber Pendant 10 mn.

L'apparition de la coloration bleue indique la présence des PO_4^{3-}

-Etalonnage :

Préparer une solution mère d'ortho phosphates à 50 mg/l de P^- Pour cela, sécher une quantité de dihydrogénophosphate de potassium KH_2PO_4 à 105°C , dissoudre 0.2197 g dans 800 ml d'eau puis ajouter 10 ml d' H_2SO_4 (7.5 mol/l) et compléter à 1000 ml avec de l'eau distillée.

Préparer une solution fille à 2 mg/l en pipetant 20 ml de la solution mère et en complétant à 500 ml d'eau distillée.

Gamme d'étalonnage :

A) <u>N° Fiole</u>	0	1	2	3	4	5
S.fille à 2.0 mg/l P	0 ml	2 ml	4 ml	6 ml	8 ml	10 ml
qsp 40 ml eau distillée	40 ml	38 ml	36 ml	34 ml	32 ml	30 ml
Mg/l de P	0.0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5
Mg/l de PO_4^{3-}	0.0	0.306	0.612	0.918	1.224	1.53
Formule : $\text{P} \times 3.06 = \text{PO}_4^{3-}$						
Acide ascorbique	1 ml					
Réactif mélange	2 ml					
→ Incubation : 10 m. → Lecture au spectrophotomètre UV visible						

-Expression des résultats :

Le résultat est donné directement en mg/l.

PROTOCOL DE DOSAGE DES SULFATES (SO₄²⁻)

(NFT 90-009 (septembre 1986))

-Principe :

Les ions sulfates sont précipités et pesés à l'état de sulfate de baryum.

-Réactifs :

*Solution Mère de sulfates à 120 mg/l.

*Acide chlorhydrique à 10%.

*Chlorure de baryum stabilisé : 10 g de chlorure de baryum + 20 ml de Tween 20 → compléter à 100 ml avec de l'eau distillée.

- Mode opératoire

-Dans les fioles, introduire 39 ml de l'échantillon à analyser

-Ajouter 1 ml d'acide chlorhydrique à 10 %

-Ajouter 5 ml de la solution de chlorure de baryum stabilisé

-Agiter et laisser reposer pendant 15 mn

-Agiter à nouveau et passer au spectrophotomètre à la longueur d'onde : $\lambda = 680 \text{ nm}$

-Tableau de la gamme d'étalonnage :

<i>N°Fiole</i>	1	2	3	4	5	6	7
Solution mère SO₄²⁻	0 ml	1 ml	3 ml	5 ml	7 ml	9 ml	11 ml
Eau distillée	39 ml	38 ml	36 ml	34 ml	32ml	30 ml	28 ml
Acide chlorhydrique à 10 %	1 ml						
Solution de chlorure de baryum	5 ml						
Correspondanc e en mg/l	0 mg/l	3 mg/l	9 mg/l	15 mg/l	21 mg/l	27 mg/l	33 mg/l

PROTOCOL DE MESURE DE LA DURETE TOTALE (TH)

(NF T90-003 (août 1984))

-Principe

Les alcalinoterreux présents dans l'eau sont amenés à former un complexe du type chélate par le sel disodique de l'acide éthylènediamine tétracétique à *pH* 10. La disparition des dernières traces d'éléments libres à doser est décelée par le virage d'un indicateur spécifique, le noir ériochrome. En milieu convenablement tamponné pour empêcher la précipitation du magnésium, la méthode permet de doser la somme des ions calcium et magnésium.

-Réactifs

***Solution de noir ériochrome T à 0,5 % :**

-Sel de sodium de l'acide [(hydroxy-1-naphtylazo-2) nitro-6-naphtol-2-sulfonique-4)]..... 0.5 g

-Triéthanolamine.....100 ml

***Solution tampon pH 10 :**

- Chlorure d'ammonium (NH₄Cl)..... 67,5 g
- Ammoniaque (*d* = 0,925)..... 570 ml
- Sel disodique de magnésium de l'EDTA (C₁₀H₁₂N₂O₈Na₂Mg).....5 g
- Eau permutée..... *q.s.p.* 1000 ml

Conserver la solution en flacon de polyéthylène.

Vérifier le *pH* qui doit être égal à 10 sur une dilution au 1/10 de la solution avec de l'eau permutée.

***Solution d'EDTA :**

- Sel disodique de l'acide éthylène diamine tétracétique..... 3,725 g
- Eau permutée *q.sp.* 1000 ml

Conserver la solution en flacon de polyéthylène et vérifier son titre périodiquement à l'aide de la solution étalon de calcium. Prélever 20 ml de solution étalon de calcium, les diluer à 50 ml puis procéder au dosage comme décrit dans le mode opératoire. La concentration de la solution d'EDTA en mol/l est donnée par l'expression

$$C = 0.01 \times V_1 / V_2$$

v_1 = Volume en ml de la solution étalon.

v_2 = Volume en ml de la solution d'EDTA

***Solution étalon de calcium à 0,4008 g/l :**

- Carbonate de calcium déshydraté.....1,001 g
- Acide chlorhydrique dilué au 1/4..... *q.s.p.* dissoudre
- Rouge de méthyle.....quelques gouttes
- Ammoniaque diluée au 1/10..... *q.s.p.* Virage de l'indicateur
- Eau permutée.....1000 ml.

Mettre le carbonate de calcium dans un bécher, ajouter 100 ml d'eau puis de l'acide chlorhydrique en quantité juste suffisante pour dissoudre le carbonate de calcium. Ajouter 200 ml d'eau et porter la solution à l'ébullition quelques minutes pour éliminer le dioxyde de carbone. Après refroidissement, ajouter quelques gouttes de solution de rouge de méthyle puis de la solution d'ammoniaque jusqu'au virage de l'indicateur à l'orange. Transvaser la solution dans une fiole jaugée de 1 litre, compléter le volume avec de l'eau permutée. 1 ml de la solution contient 0,4008 mg de calcium.

-Mode opératoire

Introduire 50 ml d'eau à analyser dans une fiole conique de 250 ml, Ajouter 4 ml de solution tampon et trois gouttes de solution de noir ériochrome T. la solution se colore en rouge foncé ou violet, le *pH* doit être de 10. En maintenant une agitation, verser la solution d'EDT A rapidement au début puis goutte à goutte lorsque la solution commence à virer au bleu. Vérifier que la coloration ne change plus par l'addition d'une goutte supplémentaire d'EDTA.

-Expression des résultats

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

$$1000 \times C \times V_1 / V_2$$

C = Concentration en milliéquivalents par litre de la solution d'EDT A.

v_1 = Volume en ml de la solution d'EDTA.

v_2 = Volume d'échantillon.

PROTOCOL DE DOSAGE DES DES CARBONATES (CO_3^-) ET BICARBONATES (HCO_3^-) (NF EN ISO 9963-1 (février 1996))

-Réactifs nécessaires

-Acide sulfurique (H_2SO_4): 0.02N (0.56 ml de H_2SO_4 /1 litre d'eau distillée).

-Orange de méthylène à 0.01%.

-Phénophtaléine à 1% (10 g de phénophtaléine/1litre d'alcool éthylique "éthanol").

-Mode opératoire

-Prélever une aliquote de 10 ml de l'échantillon d'eau et la placer dans une capsule en porcelaine.

-Ajouter 2 gouttes de phénophtaléine. En présence des carbonates la couleur devient rouge claire.

-Titrer avec l'acide sulfurique à 0.02N jusqu'à ce que la couleur rouge disparaisse.

-Noter la quantité d'acide utilisé (X).

-Ajouter 2 gouttes de méthyle orange à la même solution, puis titrer avec toujours de l'acide sulfurique à 0.02N jusqu'à l'apparition de la couleur rose.

-Noter la nouvelle lecture sur la burette(Y).

-Calculs

$$\text{CO}_3^{2-} (\text{meq/l}) = \frac{2X \cdot \text{normalité de H}_2\text{SO}_4}{\text{volume d'aliquote}} \times 1000$$

$$\text{HCO}_3^- (\text{meq/l}) = \frac{(Y - 2X) \cdot \text{normalité de H}_2\text{SO}_4}{\text{volume d'aliquote}} \times 1000$$
