UNIVERSITE DE NOUAKCHOTT AL-AASRIYA

FACULTE DES SCIENCES ET TECHNIQUES

École Doctorale Sciences et Technologies

Année : 2020-2021

THESE DE DOCTORAT

Mention : Biologie

Spécialité : Milieux Aquatiques et Environnement

Présentée par

Ahmed Sidi SADEGH

Étude de la biodiversité des cyanobactéries et leurs toxines dans le barrage de Foum-Gleita (Mauritanie)

Soutenue le 08 avril 2021, devant le jury composé de :

Pr. Ahmedou Vadel SALIHI, Université de Nouakchott Al-Aasriya, Mauritanie	Président
Pr. Mohamed Vall MOHAMED ABDEELLAHI, Université de Nouakchott Al-Aasriya, Mauritanie	Rapporteur
Pr. Brahim OUDRA, Université Cadi Ayyad, Maroc	Rapporteur
Pr. Fatima-Zohra AFRI, Université Frères Mentouri Constantine 1, Algérie	Examinatrice
Dr. Mamadou DIA, Institut Mauritanien de Recherches Océanographiques et des Pêches, Mauritanie	Co-encadrant
Pr. Noureddine BOUAÏCHA, Université Paris-Saclay, France	Codirecteur de thèse
Pr. Zeinebou SIDOUMOU, Université de Nouakchott Al-Aasriya, Mauritanie	Directrice de thèse

Ce travail de thèse a été financé par l'Université de Nouakchott Al-Aasriya- ***UNA*** *et l'Institut Mauritanien de Recherches Océanographiques et des Pêches-* ***IMROP****. Il a été réalisé au sein de l'unité de recherche « Ecobiologie Marine, Environnement, Santé et Nutrition-* ***EBIOMESN*** *» de la Faculté des Sciences et Techniques de l'UNA grâce à la collaboration scientifique de l'Université Paris-Saclay-* ***UPS*** *(France) représentée par l'unité UMR 8079 et de l'Université de Las Palmas G.C.-* ***ULPGC*** *(Espagne) représentée par le Laboratoire de Biotechnologie des Algues et des Cyanobactéries-* ***LBAC*** *de la Banque Espagnole des Algues-* ***BEA****.*

Avec le soutien financier du Programme Européen de Mobilité « ***Erasmus+KA107*** *» et des projets :* ***REBECA-CCT*** *« Réseau d'Excellence en Biotechnologie Bleue »,* ***MAC 2014-2020*** *« Coopération Territoriale » et* ***Interreg*** *« Fond Européen du développement Régional ».*

REMERCIEMENTS

Grâce à ALLAH que je suis arrivé à la fin de ma thèse, une aventure passionnante et enrichissante du point de vue scientifique mais aussi personnel et humain… .

Il me faut maintenant remercier toutes les personnes qui m'ont permis de mener à bien ce travail, que ce soit sur le terrain, à la paillasse, dans la réflexion, mais aussi les personnes qui ont permis que j'en sois là aujourd'hui ... . C'est sans aucun doute la partie de mon manuscrit la plus difficile à écrire … et ce sera d'autant plus difficile pour moi qui ai croisé le chemin de beaucoup de gens… . Les quelques lignes qui suivent ne suffiront pas à exprimer la profonde gratitude que je ressens à l'égard de toutes ces personnes…

Bien évidemment, je commencerai par remercier le Président et les Membres de mon jury, pour avoir accepté de lire et juger mon travail.

J'adresse mes plus sincères remerciements à mes deux Directeurs de thèse : **Mme. Zeinebou SIDOUMOU**, Professeure d'Université, Responsable de l'unité de recherche « Ecobiologie Marine, Environnement, Santé et Nutrition- EBIOMESN » de l'Université de Nouakchott Al-Aasriya- UNA (Mauritanie), et **Mr. Noureddine BOUAICHA**, Maître de Conférences-HDR à l'Université Paris Saclay- UPS-CNRS-AgroParisTech « UMR 8079 » (France), pour avoir accepté de m'encadrer tout au long de ce travail. Merci pour la confiance, l'encouragement, l'immense disponibilité et pour l'investissement dans mon travail. Merci encore pour les conditions et les moyens que vous m'avez donné pour réaliser ce travail, et pour vos discussions et questionnements qui m'ont fait mûrir scientifiquement.

Je tiens à exprimer toute ma reconnaissance à mon Co-encadrant **Mr. Mamadou DIA**, Chef du Programme « Ecosystèmes aquatiques et usages » à l'Institut Mauritanien de Recherches Océanographiques et des Pêches- IMROP et Membre de l'unité de recherche « EBIOMESN » de l'Université de Nouakchott Al-Aasriya- UNA, pour son encadrement, sa disponibilité et l'appui qu'il n'a jamais cessé de m'apporter qui m'ont permis d'achever ce travail.

Je tiens également à remercier toutes les personnes qui m'ont permis de réaliser ma formation doctorale à l'Université de Nouakchott Al-Aasriya dans le cadre du partenariat UNA/IMROP, en particulier : **Mr. Cheikh Saad Bouh KAMARA**, Président de l'Université de Nouakchott Al-Aasriya (UNA) ; **Mr. Mohamed El-Hafed EJIWEN**, Directeur de l'Institut Mauritanien de Recherches Océanographiques et des Pêches (IMROP) ; **Mr. Mohamed Said**

MOHAMED SIDIYA, Doyen de la Faculté des Sciences et Techniques de l'UNA ; **Mr. Ahmed Mohamed Vall EL GHADI**, Secrétaire Général de la FST de l'UNA ; **Mr. Mohamed Vall MOHAMED ABDELLAHI**, Directeur de l'École Doctorale Sciences et Technologies de l'UNA ; **Mr. Ahmedou Vadel SALIHI**, Chef du département de biologie à la FST de l'UNA ; **Mr. Moustapha BOUZOUMA**, Directeur Adjoint de IMROP.

De la même manière, je remercie sincèrement le personnel de mon laboratoire d'accueil à l'Université de Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC), en particulier : **Mr. Juan Luis Goméz PINCHETTI**, Professeur d'Université, Chef du département de biologie à la Faculté des Sciences de la Mer de l'ULPGC, Directeur de la Banque Espagnole des Algues-BEA/UPLGC et Maître de Recherche à Institut Universitaire d'Océanographie et du Changement Global- IOCAG/ UPLGC ; **Mme. Antera Martel QUINTANA**, Directrice Scientifique de la BEA/ UPLGC ; **Mr. Agustin Portillo HAHNEFELD**, Responsable du Laboratoire de Biotechnologie des Algues et des Cyanobactéries- LBAC/ ULPGC ; **Mme. Mónica Quesada PEÑA**, Coordinatrice des projets de recherche à la BEA/ UPLGC ; **Mme. Mireia Sánchez HUMAYOR**, Technicienne de cyanobactéries au LBAC/ ULPGC.

Je souhaite également remercier les Coordinateurs du programme Erasmus+ KA107, pour la bonne organisation de ma mobilité à l'ULPGC, en particulier : **Mr. Mohamed Lemine FAGEL**, Coordinateur national du programme de mobilité Erasmus+ KA107 à l'UNA, et **Mme. Sofía Siemens BARRETO**, Coordinatrice du programme de mobilité Erasmus+ KA107 à l'ULPGC.

Je tiens également à remercier les responsables des organismes nationaux présents sur le terrain du barrage de Foum-Gleita pour leurs contributions respectives dans la réussite des missions de terrain relatives à cette thèse, en particulier : le Directeur et le personnel de la Compagnie Mauritanienne du Sucre et Dérivés (COMASUD) ; le Chef et le personnel du Service d'Aftout Echerghi (SAE- SNDE) ; le Chef et le personnel de la Cellule de Gestion du Centre de Pêche de M'Bout (CGCPM).

Enfin, un immense merci aux membres de ma famille, qui m'ont toujours soutenu durant ma formation doctorale.

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES ABREVIATIONS

PUBLICATIONS ET COMMUNICATIONS

INTRODUCTION GENERALE 1

CHAPITRE I : ÉTAT DE L'ART BIBLIOGRAPHIQUE 9

I. 1. Les cyanobactéries 10

I. 1. 1. Taxonomie 10

I. 1. 2. Organisation structurelle 11

I. 1. 3. Diversité morphologique et reproduction 12

I. 1. 4. Métabolisme 15

I. 1. 5. Adaptation et avantages compétitifs 15

I. 1. 5. 1. Utilisation de la lumière 16

I. 1. 5. 2. Migration verticale 16

I. 1. 5. 3. Utilisation des nutriments 17

I. 1. 6. Écologie 17

I. 1. 6. 1. Milieux de vie 17

I. 1. 6. 2. Rôle écologique 18

I. 1. 6. 3. Diversité génétique 18

I. 1. 7. Proliférations des cyanobactéries dans les milieux aquatiques continentaux 19

I. 1. 7. 1. Blooms à cyanobactéries et espèces impliquées 19

I. 1. 7. 2. Facteurs environnementaux favorisant le développement des cyanobactéries 20

I. 2. Les cyanotoxines 24

I. 2. 1. Espèces cyanobactériennes productrices de cyanotoxines 24

I. 2. 2. Structure, toxicité et mode d'action des cyanotoxines 26

I. 2. 2. 1. Hépatotoxines 26

I. 2. 2. 2. Neurotoxines 30

I. 2. 2. 3. Dermatotoxines 32

I. 2. 3. Facteurs favorisant la production des cyanotoxines 33

I. 2. 3. 1. Facteurs abiotiques 33

I. 2. 3. 2. Facteurs biotiques 35

I. 2. 4. Evaluation du risque, règlementation et détection des cyanotoxines 37

I. 2. 4. 1. Evaluation du risque et règlementation des cyanotoxines 37

I. 2. 4. 2. Techniques de détection des cyanotoxines 38

I. 2. 5. Lutte contre les blooms à cyanobactéries et leurs toxines 41

I. 3. Les cyanobactéries et leurs toxines en Afrique 44

I. 3. 1. Occurrence, diversité et toxicité des cyanobactéries en Afrique 44

I. 3. 2. Distribution globale des cyanobactéries toxiques en Afrique 46

I. 4. Risques sanitaires et écologiques liés aux cyanotoxines 47

II. 4. 1. Risques pour la santé humaine 47

I. 4. 2. Risques pour la santé animale 51

I. 4. 3. Risques pour les végétaux 52

I. 4. 4. Risques pour les écosystèmes aquatiques 54

CHAPITRE II : SITE D'ÉTUDE ET METHODES 58

II. 1. Présentation du site de l'étude 59

II. 1. 1. Barrage de Foum-Gleita 59

II. 1. 1. 1. Localisation du barrage de Foum-Gleita 59

II. 1. 1. 2. Description du barrage de Foum-Gleita et de son milieu 59

II. 1. 1. 3. Bassin versant du barrage de Foum-Gleita 62

II. 1. 1. 4. Reliefs et couvert végétal de la zone du barrage de Foum-Gleita 64

II. 1. 1. 5. Importance environnementale du barrage de Foum-Gleita 67

II. 1. 2. Conditions climatiques de la zone du barrage de Foum-Gleita 71

II. 1. 2. 1. Température de l'air 72

II. 1. 2. 2. Pluviométrie 73

II. 1. 2. 3. Vents 74

II. 1. 2. 4. Humidité de l'air 75

II. 1. 2. 5. Insolation 76

II. 1. 3. Historique de la qualité des eaux du barrage de Foum-Gleita 77

II. 2. Méthodes 77

II. 2. 1. Stratégie d'échantillonnage 77

II. 2. 1. 1. Choix des sites de prélèvement 77

II. 2. 1. 2. Récolte des échantillons sur le terrain 79

II. 2. 1. 3. Préparation des échantillons au laboratoire 80

II. 2. 2. Mesure des paramètres physicochimiques et biologiques des eaux brutes 80

II. 2. 2. 1. Mesure des paramètres physicochomiques des eaux brutes 80

II. 2. 2. 2. Mesure des paramètres biologiques des eaux brutes 84

II. 2. 3. Détection et quantification des microcystines dans les eaux brutes 86

II. 2. 5. Analyses statistiques de données expérimentales 88

CHAPITRE III : RESULTATS 90

III. 1. Caractérisation des eaux brutes du barrage de Foum-Gleita 91

III. 1. 1. Caractérisation physicochimique des eaux brutes du barrage de Foum-Gleita 91

III. 1. 1. 1. Température de l'eau 94

III. 1. 1. 2. Salinité 96

III. 1. 1. 3. Oxygène dissous 97

III. 1. 1. 4. Potentiel d'hydrogène 99

III. 1. 1. 5. Transparence 101

III. 1. 1. 6. Éléments azotés et phosphorés 102

III. 1. 1. 7. Ratio TN/TP 110

III. 1. 1. 8. Fer 112

III. 1. 1. 9. Chlorophylle-a 114

III. 1. 1. 10. Indices d'état trophique 116

III. 1. 2. Caractérisation biologique des eaux brutes du barrage de Foum-Gleita 118

III. 1. 2. 1. Peuplements phytoplanctoniques du barrage de Foum-Gleita 118

III. 1. 2. 2. Cyanobactéries du barrage de Foum-Gleita 122

III. 2. Biodiversité de cyanobactéries et leurs toxines du barrage de Foum-Gleita 125

III. 2. 1. Cyanobactéries potentiellement toxiques du barrage de Foum-Gleita 125

III. 2. 1. 1. Description de cyanobactéries toxiques du barrage de Foum-Gleita 126

III. 2. 1. 2. Dynamique des cyanobactéries toxiques dans le barrage de Foum-Gleita 127

III. 2. 2. Cyanotoxines type microcystines détectées au barrage de Foum-Gleita 132

III. 3. Relation entre les facteurs limnologiques de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 136

III. 3. 1. Analyse par corrélations de Pearson 136

III. 3. 2. Analyse par régression linéaire multiple (RLM) 137

CHAPITRE IV : DISCUSSION GENERALE 141

IV. 1. Paramètres hydro-physicochimiques et dynamique du phytoplancton 142

IV. 2. Dynamique de *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* et corrélations avec les facteurs environnementaux 145

IV. 3. Concentrations de microcystine-LR et corrélation avec les facteurs environnementaux… 149

CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES 152

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES 157

ABSTRACT 205

RESUME 206

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Diversité morphologique des cyanobactéries 14

Figure 2 : Cyanobactérie *Cylindrospermopsis raciborskhi* organisée en trichome 14

Figure 3 : Structure générale des microcystines. 27

Figure 4 : Structure de la nodularine-R. 28

Figure 5 : Structure chimique de la cylindrospermopsine 29

Figure 6 : Structure générale des anatoxines 31

Figure 7 : Structure chimique des saxitoxines. 31

Figure 8 : Structure chimique de la β-N-methylamino-L-alanine (BMAA). 32

Figure 9 : Cartes de localisation du barrage de Foum-Gleita 60

Figure 10 : Photographie du barrage de Foum-Gleita. 61

Figure 11 : Bassin versant du barrage de Foum-Gleta 63

Figure 12 : Diagramme ombrothermique de Foum-Gleita 72

Figure 13 : Variations mensuelles des températures de l'air à Foum-Gleita 73

Figure 14 : Évolution annuelle de la pluviométrie à Foum-Gleita 74

Figure 15 : Variations mensuelles de la vitesse moyenne du vent à Foum-Gleita 75

Figure 16 : Évolution annuelle de la vitesse moyenne du vent à Foum-Gleita 75

Figure 17 : Variations mensuelles de l'humidité relative à Foum-Gleita 76

Figure 18 : Variations mensuelles de l'insolation moyenne à Foum-Gleita 76

Figure 19 : Localisation des sites de prélèvement dans la retenue du barrage de Foum-Gleita 78

Figure 20 : Variations spatiotemporelles de la température des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 94

Figure 21 : Variations verticales de la température des eaux de la retenue du barrage de Foum- Gleita. 95

Figure 22 : Variations spatiotemporelles de la salinité des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 96

Figure 23 : Variations verticales de la salinité des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 97

Figure 24 : Variations spatiotemporelles de l'oxygène dissous dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 98

Figure 25 : Variations verticales de l'oxygène dissous dans les eaux de la retenue du de Foum- Gleita. 98

Figure 26 : Variations spatiotemporelles du pH des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum- Gleita. 100

Figure 27 : Variation verticale du pH des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. .. 100

Figure 28 : Variations spatiotemporelles de la transparence des eaux de la retenue du barrage de Foum- Gleita. 102

Figure 29 : Variations spatiotemporelles des nitrates dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 103

Figure 30 : Variations verticales des nitrates dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 103

Figure 31 : Variations spatiotemporelles des nitrites dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 105

Figure 32 : Variations verticales des nitrites dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 105

Figure 33 : Variations spatiotemporelles des ions ammoniums dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 106

Figure 34 : Variations verticales des ions ammoniums dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 107

Figure 35 : Variations spatiotemporelles des orthophosphates dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 108

Figure 36 : Variations verticales des orthophosphates dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 108

Figure 37 : Variations spatiotemporelles du phosphore total dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 109

Figure 38 : Variations verticales du phosphore total dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 110

Figure 39 : Variations spatiotemporelles du ratio (TN/TP) dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 111

Figure 40 : Variations verticales du rapport (TN/TP) dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 111

Figure 41 : Variations spatiotemporelles du fer dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 113

Figure 42 : Variations verticales du fer dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 113

Figure 43 : Variations spatiotemporelles de la chlorophylle-a dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 114

Figure 44 : Variations verticales de la chlorophylle-a dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 115

Figure 45 : Graphiques radar des valeurs de l'indice d'état trophique aux différents sites de prélèvemet dans la retenue du barrage de Foum-Gleita. 117

Figure 46 : Composition des groupes phytoplanctoniques dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 120

Figure 47 : Variations spatiotemporelles de la densité phytoplanctonique dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 120

Figure 48 : Variations verticales de la densité phytoplanctonique dans la retenue du barrage de Foum-Gleita. 121

Figure 49 : Variations spatiotemporelles de la densité cyanobactérienne dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 122

Figure 50 : Composition spécifique des cyanophycées de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 123

Figure 51 : Variations spatiotemporelles de l'abondance relative des différents groupes du phytoplancton dans la retenue du barrage de Foum-Gleita. 124

Figure 52 : Variations verticales de la densité cyanobactérienne dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 125

Figure 53 : Photographie des différentes espèces de cyanobactéries toxiques observées au barrage de Foum-Gleita. 127

Figure 54 : Blooms à cyanobactéries toxiques observés en septembre 2017 au barrage de Foum-Gleita 128

Figure 55 : Dynamique horizontale des cyanobactéries toxiques dans le barrage de Foum-Gleita. 129

Figure 56 : Dynamique verticale de *Microcystis aeruginosa*, dans le barrage de Foum-Gleita. 130

Figure 57 : Dynamique verticale de *Dolichospermum flos-aquae*, dans le barrage de Foum-Gleita. 130

Figure 58 : Abondance de *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* dans le barrage de Foum-Gleita en fonction de la Température et du ratio DIN/TP. 132

Figure 59 : Variations spatiotemporelles des microcystines-LR et de la chlorophylle-a dans les eaux de surface du barrage de Foum-Gleita. 133

Figure 60 : Chromatogramme et spectre de masse de l'échantillon de septembre 2017 135

Figure 61 : Variations verticales des microcystines-LR dans le barrage de Foum-Gleita.... 136

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Taxonomie des cyanobactéries et spécificités observées..... 11

Tableau 2 : Espèces de cyanobactéries toxiques et les cyanotoxines connues à ce jour 24

Tableau 3 : Recommandations de l'OMS pour la surveillance des eaux brutes..... 38

Tableau 4 : Effets indésirables des proliférations de cyanobactéries dans les milieux aquatiques..... 56

Tableau 5 : Caractéristiques qualificatives des sites de prélèvement dans la retenue du barrage de Foum-Glaita..... 77

Tableau 6 : Indice d'état trophique et niveau trophique associé..... 83

Tableau 7 : Classification de l'état d'eutrophisation. 84

Tableau 8 : Paramètres physicochimiques des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita 92

Tableau 9 : Paramètres physicochimiques des eaux brutes prélevées au niveau de la tour de prise d'eau du barrage de Foum-Gleita 93

Tableau 10 : Indice d'état trophique de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 116

Tableau 11 : Variations spatiotemporelles des indices d'état trophique de la retenue du barrage de Foum-Gleita..... 117

Tableau 12 : Inventaire du phytoplancton des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 118

Tableau 13 : Occurrence des cyanobactéries toxiques dans le barrage de Foum-Gleita. 126

Tableau 14 : Corrélations (Pearson) des variables limnologiques de la retenue du barrage de Foum-Gleita. 139

Tableau 15 : Modèles de régression linéaire expliquant l'abondance des espèces *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* et la variation de concentrations en microcystine-LR dans la retenue du barrage de Foum-Gleita..... 140

LISTE DES ABREVIATIONS

Adda : Acide 3-amino-9-méthoxy-2,6,8-triméthyl-10-phényl-4,6-diénoique

AFSSET : Agence Française de Sécurité Sanitaire de l'Environnement et du Travail

Ahp: Acide 3-amino-6-hydroxy-2-piperidone

ATP: Adénosine triphosphate

Chl-a : Chlorophylle-a

Col ou **Fil/L :** Colonies ou Filaments par Litre

COMASUD : Compagnie Mauritanienne du Sucre et Dérivés

CPG-SM : Chromatographie en Phase Gazeuse couplée à la Spectrométrie de Masse

Da : Dalton

DIN : Dissolved Inorganic Nitrogen

DJA ou **TDI :** Dose Journalière Acceptable (Tolerable Daily Intake)

DL_{50} : Dose létale induisant la mortalité de 50% de la population

D-MAsp : Acide D-érythro-b-méthyl aspartique

EC_{50} : Concentration de la microcystine- LR inhibant 50% de l'émission lumineuse

ELISA : Enzymes Linked Immuno Sorbent Assay

Fa : Fluorescence après acidification

Fo : Fluorescence avant acidification

HPLC-MS : Chromatographie Liquide à Haute Performance couplée à la Spectrométrie de Masse

I. C. N. B : Code International de Nomenclature Botanique

I. C. N. P : Code International de Nomenclature Procaryotique

MCYST ou **MC :** Microcystine

MC-LR : Microcystine-LR

MDE : Ministère Délégué auprès du Premier Ministre charge de l'Environnement

Mdha : N- méthyldéshydroalanine

Mdha : N- méthyldéshydroalanine

mS : Milli siémens

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

OMVS : Organisation pour la Mise en Valeur du Fleuve Sénégal

ONM : Office National de Météorologie

Phéo a : Phéophytine-a

PSU : Practical Salinity Unit (Unité Pratique de Salinité).

Rubisco : Ribulose- biphosphate carboxylase

SNN : Symmetric Nearest Neighbor

SONADER : Société Nationale de Développement Rural

TMA : Teneur Maximale Acceptable

TN : Azote Inorganique Total

TP : Phosphore Total

ZDS : Profondeurs d'extinction du disque de Secchi

Zeu : Profondeur de la zone euphotique

PUBLICATIONS ET COMMUNICATIONS

ARTICLES PUBLIES : 03

Sadegh, S. A., Sidoumou, Z., Dia, M., Pinchetti, J. L. G. & Bouaïcha, N., **2021**. Impacts of phosphorus loads on the water quality and the proliferation of harmful cyanobacteria in Foum-Gleita Reservoir (Mauritania). *International Journal of Limnology*, 57:1. DOI: 10.1051/limn/2020029

Sadegh, S.A., Sidoumou, Z., Dia, M., Pinchetti, J. L. G. & Bouaïcha, N., **2021**. Seasonal occurrence of cyanobacteria and first detection of microcystin-LR in water column of Foum-Gleita Reservoir, Mauritania. *Proceedings of the Eighth International Conference on Environmental Management, Engineering, Planning & Economics (CEMEPE & SECOTOX 2021)*, Thessaloniki, Greece, July 20-24, 2021. ISBN : 978-618-5494-53-7

Sadegh, S. A., Sidoumou, Z. & Pinchetti, J. L. G., **2021**. Phytoplankton structure and cyanobacteria specific composition of Foum-Gleita Lake, Mauritania. Research article. *Advances in Biotechnology & Microbiology*, 16:4. DOI: 10.19080/AIBM.2021.16.555941

COMMUNICATIONS ORALES EFFECTUEES : 02

Sadegh, S. A., Sidoumou, Z., Dia, M., Pinchetti, J. L. G. & Bouaïcha, N., **2019**. Étude des paramètres physicochimiques et des variations spatiotemporelles de la biodiversité de cyanobactéries et de leurs toxines dans le barrage de Foum-Gleita (Gorgol, Mauritanie). 4ème Congrès international « Traitement des Effluents Liquides et Préservation de l'Environnement – TELPE, 20 au 23 décembre 2019, Hammamet- Tunisie. Premier prix de communication.

Sadegh, S. A., Sidoumou, Z., Dia, M., Pinchetti, J. L. G. & Bouaïcha, N., **2021**. Seasonal occurrence of cyanobacteria and first detection of microcystin-LR in water column of Foum-Gleita Reservoir, Mauritania. 8th International Conference CEMEPE & SECOTOX 2021, July 20-24, 2021, Thessaloniki, Grèce.

POSTERS SCIENTIFIQUES PRESENTES : 01

Sadegh, S. A., 2017. Étude d'impacts sanitaires et écotoxicologiques associés aux cyanobactéries et leurs toxines dans le barrage de Foum Gleita. Poster scientifique. Premières Doctoriales Multidisciplinaires de l'Université de Nouakchott Al-Aasriya, 20 décembre 2017, Nouakchott, Mauritanie.

INTRODUCTION GENERALE

1. CONTEXTE SCIENTIFIQUE DE LA THESE

Au sein des systèmes écologiques naturels et/ou artificiels, les écosystèmes aquatiques sont considérés comme les écosystèmes les plus grands et les plus stables (ONU, 2000). Ces écosystèmes sont habituellement situés dans des pays émergents ou en développement (Nivet et *al*., 2010). De plus, ils sont le siège d'interactions complexes entre espèces, milieux, et sociétés humaines (Sabart, 2009). En raison de leur diversité, de leur complexité et du manque de moyens, ces écosystèmes aquatiques sont souvent peu étudiés, notamment les écosystèmes aquatiques tropicaux comparativement à leur richesse et aux écosystèmes tempérés (Nivet et *al*., 2010). Leur conservation et leur gestion passent d'abord par une amélioration des connaissances relatives à leurs composition et fonctionnement (Gleick, 1993 ; Costanza et *al*., 1997). Au sein de ces écosystèmes aquatiques, l'eau est le bien le plus précieux. Elle est une ressource rare et vitale pour l'humanité et le reste du monde vivant (CE, 2011). Ses deux composantes, l'eau de surface (rivières, lacs, eaux côtières et marines) et l'eau souterraine, sont des précieuses ressources que nous devons protéger (Jeng, 2007). En effet, les problèmes de sauvegarde et de gestion des ressources en eaux sont devenus de plus en plus pressants. Les besoins en ces ressources, toujours croissants, augmentent les risques de leur dégradation (Sabart, 2009). L'accès à des informations fiables sur l'état et l'évolution de la quantité et de la qualité des ressources hydriques (eaux de surface et eaux souterraines) joue un rôle indispensable dans le développement socioéconomique d'un importe quel pays et le maintien d'un seuil de qualité environnemental adéquat fondé sur une bonne compréhension des processus physiques régissant le cycle hydrologique dans le temps et l'espace (Sabart, 2009 ; CE, 2011).

Contrairement aux eaux souterraines, les eaux de surface sont souvent soumises à une eutrophisation croissante due essentiellement aux différentes sources de pollution (Gleick, 1993 ; Costanza et *al*., 1997 ; El Ghachtoul et *al*., 2005 ; Miller et *al*., 2017 ; Huisman et *al*., 2018). S'ajoute aussi le processus naturel de l'érosion du sol apportant différents éléments qui peuvent être à l'origine de l'altération de la qualité de ces eaux. L'une des conséquences de cette situation est l'enrichissement de l'eau par les nutriments notamment le phosphore (P) et l'azote (N), indicateur d'un état avancé d'eutrophisation (El Ghachtoul et *al*., 2005 ; Sabart, 2009 ; Nyenje et *al*., 2010 ; Gobler et *al*., 2016 ; Ndlela et *al*., 2016 ; Pearl, 2018 ; Benayache et *al*., 2019 ; Jankowiak et *al*., 2019 ; Wurtsbaugh et *al*., 2019 ; Griffith & Gobler, 2019). L'eutrophisation, se manifeste par des efflorescences de microorganismes photosynthétiques

dont l'étendue et la fréquence sont en augmentation (Bianchi et *al.*, 2000 ; Cloern, 2001 ; Paerl et *al.*, 2001 ; Engström-öst, 2002 ; Steffen et *al.*, 2014 ; Ndlela et *al.*, 2016 ; Preece et *al.*, 2017). Parmi ces microorganismes, les cyanobactéries constituent une catégorie particulièrement importante en regard des nuisances et des problèmes de santé publique qu'elles peuvent engendrer (Codd & Bell, 1985 ; Steinberg & Hartmann, 1988 ; Scialabba, 1998 ; Kononen, 2001 ; Pitois et *al.*, 2001 ; Anderson et *al.*, 2008 ; Heisler et *al.*, 2008 ; Jozwiak et *al.*, 2008 ; Sabart 2009 ; Niamien-Ebrottie et *al.*, 2015; Svircev et *al.*, 2017).

Les cyanobactéries, eubactéries photosynthétiques, ont des distributions géographiques et écologiques très vastes (Scialabba, 1998 ; Chorus & Bartram, 1999 ; Nyenje et *al.*, 2010 ; Steffen et *al.*, 2014 ; Ndlela et *al.*, 2016 ; Preece et *al.*, 2017 ; Paerl, 2018). Leur présence est souvent favorisée par les déséquilibres des écosystèmes aquatiques (Naselli-Flores et *al.*, 2007 ; El-Herry & Bouaïcha, 2013 ; Miller et *al.*, 2017 ; Huisman et *al.*, 2018). Leur prolifération est très fréquente dans les eaux calmes comme les eaux de barrages qui sont caractérisées par une grande stabilité de leurs colonnes d'eau (Bartram et *al.*, 1999). De plus, la majorité de ces cyanobactéries sont adaptées à des environnements extrêmes, grâce à leur aptitude à supporter des températures élevées (*Synechococcus* : observé à plus de 70 °C), des pH faibles (comme le cas de certaines *Picocyanobactéries* : observées à des pH de l'ordre de 4) ou encore une large gamme d'éclairements (*Prochlorococcus* : photosynthèse sous des éclairements de moins de 1 µmol photons.m^{-2}.s^{-1} et jusqu'à environ 2000 µmol photons.m^{-2}.s^{-1}) (Ettoumi et *al.*, 2011 ; O'neil et *al.*, 2012 ; Manganelli et *al.*, 2016).

La prolifération de ces cyanobactéries est une source de nuisance potentielle importante (Chorus & Bartram, 1999 ; Nyenje et *al.*, 2010 ; Steffen et *al.*, 2014 ; Ndlela et *al.*, 2016 ; Preece et *al.*, 2017 ; Paerl, 2018). Elle induit des perturbations de l'écosystème aquatique en déséquilibrant la composition et la structure des communautés phytoplanctoniques, réduisant généralement la diversité de ces communautés (Steinberg & Gruhl, 1992 ; Steinberg & Hartmann, 1998). En effet, les efflorescences « ou *blooms* » de cyanobactéries reflètent l'augmentation du phénomène d'eutrophisation dans plusieurs lacs et réservoirs dans différents pays du monde (Steinberg & Gruhl, 1992 ; Steinberg & Hartmann, 1998 ; Paerl et *al.*, 2001 ; Heisler et *al.*, 2008). Ces efflorescences sont le plus souvent monospécifiques, ou constituées de seulement quelques espèces de cyanobactéries (Sarazin et *al.*, 2002 ; Sabart, 2009). Elles peuvent provoquer également une anoxie du milieu soit de façon directe, en période nocturne par leur forte consommation d'oxygène, soit indirectement lors de leur sénescence, par dégradation bactérienne de la matière organique détritique (Paerl, 2001). Ces

anoxies sont à l'origine d'importantes mortalités d'organismes aquatiques en particulier de poissons (Franko, 2009). Outre les conséquences sur les écosystèmes aquatiques et leur fonctionnement, l'impact de la prolifération des cyanobactéries sur la qualité, la productivité et les usages des écosystèmes aquatiques est souvent très significatif. Or, les blooms à cyanobactéries peuvent engendrer des nuisances esthétiques, olfactives et gustatives (goûts et odeurs de l'eau désagréables), ainsi que colmater les filtres des filières de traitement de l'eau. Ces problèmes peuvent limiter sévèrement les activités de loisirs (activités nautiques, baignades), la pêche, et l'utilisation de l'eau pour l'alimentation en eau potable (Franko, 2009). Ces développements cyanobactériens peuvent également présenter un impact sanitaire (Niamien-Ebrottie et *al.*, 2015 ; Svircev et *al.*, 2017). En effet, la présence des espèces de cyanobactéries toxiques dans les eaux destinées à l'alimentation, l'irrigation et aux activités récréatives pose de graves problèmes pour la santé humaine et l'agriculture, puisqu'elles produisent des substances toxiques (cyanotoxines) qui sont potentiellement hépatotoxiques, neurotoxiques et/ou dermotoxiques (Funari & Testai, 2008 ; Manganelli et *al.*, 2012 ; Corbel et *al.*, 2014 ; Testai et *al.*, 2016 ; Paerl, 2018).

Les cyanotoxines sont des métabolites secondaires des cyanobactéries toxiques. Elles sont nuisibles aux organismes vivants selon les concentrations auxquelles on peut les retrouver dans les plans d'eau (Codd et *al.*, 2014). Ces composés engendrent des symptômes variés, aspécifiques et sous reportés (Sabart, 2009 ; Vranjes et *al.*, 2011 ; Ndlela et *al.*, 2016). C'est ainsi qu'ont été rapportés des cas de fièvre, douleurs musculaires, détresse respiratoire, pneumonie, troubles respiratoires et auditifs, allergies, signes et symptômes oculaires, dommages du foie et des reins, gastroentérites et troubles intestinaux ou neurologiques (Hilborn et *al.*, 2015). Les cas d'infestation liés aux cyanobactéries considérés comme légers, anecdotiques ou non spécifiques sont souvent mal renseignés mais à l'inverse, des rapports de cas exhaustifs et détaillés existent lorsqu'ils impliquent des pathologies sérieuses (Stewart et *al.*, 2006). Les effets des cyanotoxines sur la santé sont principalement observés suite à l'ingestion des eaux contaminées par les cyanobactéries et/ou leurs toxines, mais peuvent aussi apparaitre suite à un contact direct avec l'eau contaminée lors de la baignade ou de la pratique de sports aquatiques (De-Haro, 2008). L'inhalation de l'écume, pourrait représenter un risque pour les individus restant à proximité de l'efflorescence comme par exemple l'inhalation d'aérosol lors du ski nautique (De-Haro, 2008).

La problématique des cyanobactéries et de leurs toxines intéresse les scientifiques depuis longtemps. Suite à l'explosion des blooms algaux, les chercheurs se sont orientés vers

différentes voies de recherche dénotant les lacunes de connaissances sur cette problématique. Compte tenu de la diversité des cyanobactéries et des cyanotoxines ainsi que de la complexité des interactions qui existent entre ces organismes et les autres compartiments biotiques, de nombreux efforts restent à fournir afin de comprendre et d'évaluer au mieux leurs impacts potentiels sur la qualité et le fonctionnement des écosystèmes aquatiques touchés dont de nombreuses populations humaines dépendent. Les nombreuses méthodologies de surveillance de ces écosystèmes aquatiques qui ont été développées comprennent toujours un volet d'observation des microalgues sur les sites, ainsi que la recherche d'un potentiel toxique et/ou une reconnaissance des toxines via des tests de toxicité ou par voie chimique, biochimique ou immunologique (Franko, 2009).

Les travaux de recherche publiés montrent une augmentation notable des efflorescences toxiques (Sivonen & Jones, 1999 ; Chorus & Bartram, 1999 ; Nyenje et *al*., 2010 ; Steffen et *al*., 2014 ; Ndlela et *al*., 2016 ; Preece et *al*., 2017 ; Paerl, 2018). Les pays les plus souvent cités, sont ceux de l'Union Européenne ainsi que l'Afrique du Sud, la Chine, l'île de Taiwan, le Japon, l'Australie, le Canada, les Etats-Unis d'Amérique, le Chili et le Brésil. Les genres de cyanobactéries les plus souvent cités comme producteurs de toxines sont *Dolichospermum* (*Anabaena*), *Aphanizomenon*, *Cylindrospermopsis*, *Microcystis*, *Nodularia* et *Planktothrix* (Sivonen & Jones, 1999).

La quasi-totalité des cyanobactéries et des cyanotoxines étudiées sont responsables de désagréments parfois mortels sur les autres compartiments écosystémiques, tels que le zooplancton, le phytoplancton et la faune piscicole (Paerl, 2001 ; Funari & Testai, 2008 ; Franko, 2009 ; Sabart, 2009 ; Manganelli et *al*., 2012 ; Corbel et *al*., 2014 ; Niamien-Ebrottie et *al*., 2015 ; Svircev et *al*., 2017 ; Testai et *al*., 2016 ; Paerl, 2018). Vingt genres et plus de quarante espèces sont connus pour synthétiser des toxines (Berger, 2005). Ainsi, au cours des prochaines décennies, d'autres perturbations écosystémiques encore inconnues mais également de maladies humaines émergentes (cancers, maladies neurodégénératives) pourraient bien être engendrées par les efflorescences de cyanobactéries, dont l'occurrence et l'intensité sont susceptibles d'être favorisées par le réchauffement climatique global (Cox et *al*., 2003 ; Pablo et *al*., 2009 ; Moore et *al*., 2008 ; O'Neil et *al*., 2012).

Compte tenu de l'augmentation des efflorescences de cyanobactéries, des pathologies et des accidents graves d'intoxication engendrés par les cyanotoxines comme ceux signalés en Australie (Bourke et *al*., 1983), en Amérique du Nord (Galey et *al*., 1989) et au Brésil

(Teixera et *al*., 1993 ; Jochimsen et *al*., 1998), l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) a adopté une règlementation sur la concentration de toxines de cyanobactéries dans l'eau de distribution, avec un seuil de tolérance de 1 µg/L de microcystine-LR, hépatotoxine la plus couramment observée et la plus toxique (Chorus & Bartram, 1999). Cela montre la nécessité de surveillance de ces efflorescences cyanobactériennes. Cependant, très peu de gouvernements appliquent cette règlementation et seuls quelques réseaux de surveillance ont vu le jour, tels que le réseau de l'UNESCO « CyanoNet » ou le réseau européen « Cyanotoxic » (Espagne, Portugal, Pologne, Allemagne, Angleterre, Danemark, Suisse, Finlande et Luxembourg) (Franko, 2009). Cette volonté de gestion des risques liés aux cyanobactéries n'apparaît toutefois que dans les pays ayant les moyens économiques d'assumer cette surveillance.

Sur le continent africain, les effets cumulatifs du changement global, y compris le réchauffement climatique et l'augmentation de la population humaine, suivis d'une augmentation des charges de nutriments provenant des eaux de ruissellements agricoles ou des stations d'épuration, déclencheront la tendance à la prolifération continue des espèces de cyanobactéries potentiellement toxiques et à la dégradation de la qualité de l'eau. En plus de la dégradation continue de leurs zones côtières, certains pays africains arides sont identifiés comme ayant de sérieuses limitations futures pour la qualité et la quantité de l'eau (Nyenje et *al*., 2010 ; Ndlela et *al*., 2016). Dans les pays d'Afrique subsaharienne, les eaux usées des égouts et des industries des zones urbaines, qui sont souvent rejetées sans traitement dans l'environnement, deviennent de plus en plus une source majeure des nutriments N et P (Wurtsbaugh et *al*., 2019). Par conséquent, sur ce continent les conditions environnementales sont donc propices au développement massif de cyanobactéries, et les systèmes de collecte et de traitement des eaux usées sont pratiquement inexistants ou inefficaces. De plus, il n'existe, à notre connaissance, qu'environ quinze travaux publiés mettant en évidence la présence de cyanotoxines sur ce continent (Berger et *al*., 2005). Toutefois, on note que la contamination par les cyanobactéries et leurs toxines de différents types de plans d'eau, a été rapportée en Algérie (Bouaïcha & Nasri 2004 ; Nasri et *al*., 2004, 2007 ; Ouartsi et *al*., 2011 ; Benayache et *al*., 2018), en Tunisie (El-Herry, 2008a,b, 2009), au Maroc (Oudra et *al*., 2000, 2002, 2009 ; Sabour et *al*., 2002 ; El Ghachtoul et *al*., 2005), en Égypte (Mohamed, 2001, 2002 ; Za et *al*., 2003), au Kenya (Krienitz et *al*., 2002, 2003 ; Ballot et *al*., 2003, 2004) et en Afrique du Sud (Harding et *al*., 1995 ; Van Halderen et *al*., 1995). Concernant l'Afrique de l'Ouest, les premiers travaux concernant les cyanobactéries toxiques ont été publiés lors des missions de

prospection multidisciplinaires, au Sénégal et au Burkina Faso, organisées par les unités de recherche FLAG et CYROCO de l'Institut de Recherche pour le Développement (IRD) (Thomazeau, 2006).

En Mauritanie, la problématique de cyanobactéries est posée de manière générale pour toutes les étendues d'eau. Le manque de connaissances et d'informations sur ce sujet reste important. Au niveau national, la disponibilité et la qualité des ressources en eau pour les besoins domestiques et les productions vivrières figurent parmi les facteurs entravant le développement local, en raison de l'irrégularité annuelle et la variabilité interannuelle très marquée des précipitations et de l'hétérogénéité de leur distribution. Par conséquent, le barrage de Foum-Gleita, l'un de deux grands barrages importants du pays, a apporté des bénéfices importants et est susceptible d'en fournir plus encore dans l'avenir en particulier pour l'approvisionnement en eau pour des populations urbaines et rurales, et pour l'agriculture. Cependant, des enquêtes antérieures menées sur ce barrage ont montré qu'il évolue vers l'eutrophisation. Parmi les principaux symptômes indésirables de cette eutrophisation, la prolifération massive de plus en plus préoccupante de cyanobactéries potentiellement toxiques qui pourrait engendrer des risques sanitaires pour l'Homme et les animaux. C'est dans ce contexte scientifique que cette thèse a été réalisée. Elle porte sur l'étude de la biodiversité des cyanobactéries et leurs toxines dans le barrage de Foum-Gleita.

2. OBJECTIFS ET APPROCHE METHODOLOGIQUE DE LA THESE

L'objectif principal de cette thèse est d'étudier la biodiversité des cyanobactéries et leurs toxines dans le barrage de Foum-Gleita, et d'évaluer les incidences sanitaires et écotoxicologiques liées à cette biodiversité afin de contribuer à combler les lacunes relatives à la connaissance du fonctionnement écologique des écosystèmes aquatiques continentaux en Mauritanie. Pour mieux cerner la problématique scientifique de notre thèse et apporter des éléments de réponse aux différents questionnements, le présent travail s'est proposé d'étudier :

i. L'évolution des variables physico-chimiques et biologiques de la retenue du barrage afin de parvenir à une caractérisation hydro-physicochimique et hydro-biologique de la retenue du barrage concerné ;

ii. La biodiversité en cyanobactéries toxiques du barrage afin de connaître la dominance des genres pour évaluer le risque de toxicité en fonction des genres observés, et de suivre leur évolution spatiotemporelle ;

iii. Les relations entre les paramètres limnologiques (physico-chimiques et biologiques) de la retenue d'eau du barrage ;

iv. La toxicité des principaux genres de cyanobactéries toxiques rencontrés en détectant et quantifiant leurs toxines.

Étant donné que les cycles de productions dans le milieu aquatique du barrage de Foum-Gleita sont étroitement liés aux conditions météorologiques dans la zone terrestre environnante, notamment la température et les précipitations, son état sanitaire peut être appréhendé par l'évaluation de la qualité de ses eaux à travers le suivi régulier des paramètres physicochimiques et biologiques de son écosystème. C'est pourquoi l'approche méthodologique de notre thèse repose essentiellement sur une recherche expérimentale fondée sur des campagnes mensuelles de prélèvement d'échantillons d'eau et du phytoplancton dans la retenue d'eau de ce barrage, étalées sur douze mois, suivies d'une série d'analyses physicochimiques et biologiques aux laboratoires. Cette recherche expérimentale s'est appuyée sur la valorisation de données de l'Office National de Météorologie, et sur une recherche bibliographique diversifiée fournissant une grande quantité d'informations sur les connaissances acquises à travers le monde sur le sujet des cyanobactéries et leurs toxines.

3. ORGANISATION DU MANUSCRIT DE THESE

Le manuscrit de cette thèse s'organise en quatre chapitres :

- Le premier chapitre est un aperçu général sur le sujet des cyanobactéries et leurs toxines dans le monde.
- Le deuxième chapitre est consacré à la description de la zone de l'étude et des méthodologies utilisées.
- Le troisième chapitre est réservé à la présentation des résultats obtenus et à leurs interprétations.
- Le quatrième chapitre est consacré à la discussion générale des résultats obtenus.

CHAPITRE I : ÉTAT DE L'ART BIBLIOGRAPHIQUE

I. 1. LES CYANOBACTERIES

I. 1. 1. Taxonomie

Appelées algues bleues, cyanophycées ou cyanophytes, les cyanobactéries sont des microorganismes procaryotes (Gram négatif) photosynthétiques appartenant au règne de Monera, domaine des Eubactéries (Woese, 1987). À ce jour, leur classification repose sur deux codes internationaux de nomenclature basés essentiellement sur des critères morphologiques (**Tableau 1**), le code botanique « ICBN » (Mcneill et *al.*, 2006) et le code procaryotique « ICNP » (Stanier et *al.*, 1978 ; Oren & Tindall, 2005). Ces deux codes adoptent les mêmes ordres ou sections et des différences observées principalement au niveau des genres et espèces.

Suivant le code botanique « ICBN », les cyanobactéries sont une composante de la classe des Cyanophycées. Cette dernière est subdivisée en cinq ordres : les *Chroococcales*, les *Nostocales*, les *Oscillatoriales*, les *Pleurocapsales*, et les *Stigonematales*, regroupant plus de 150 genres et 2000 espèces (Chorus & Bartram, 1999).

Le code procaryotique « ICNP » quant à lui, scinde les cyanobactéries en cinq sections différentes (*Chroococcales* ; *Pleurocapsales* ; *Oscillatoriales* ; *Nostocales* ; *Stigonematales*) en fonction de certaines caractéristiques morphologiques telles que l'aspect de la croissance, la forme et l'aspect des colonies, la présence ou l'absence des hétérocystes, d'akinètes, et des cellules végétatives et leurs forme et taille, ainsi que la présence ou l'absence des vacuoles à gaz et des hormogonies (fragments pluricellulaires d'un filament).

En complément des caractéristiques morphologiques et physiologiques, les caractéristiques génotypiques des cyanobactéries ont aussi aidé à redéfinir et affiner leur classification et à mieux appréhender leur diversité. On dénombre aujourd'hui 124 genres comprenant plus de 2500 espèces (Komarek et *al.*, 2003).

Les données phylogénétiques apportées ont montré que l'utilisation d'une approche pluridisciplinaire intégrant un ensemble de données écobiologiques (morphologiques, physiologiques, génétiques, et écologiques) est devenue une nécessité pour actualiser et améliorer la classification actuelle, notamment au niveau générique et spécifique (Hoffmann et *al.*, 2005).

Tableau 1 : Taxonomie des cyanobactéries et spécificités observées (ICBN : Mcneill et *al.*, 2006) et (ICNP : Stanier et *al.*, 1978 ; Oren & Tindall, 2005)

Classification procaryotique (ICNP)	**Classification botanique** (ICNB)	**Spécificités**
Section 1	*Chroococcales*	Formes agrégats non filamenteux ou unicellulaires maintenus par une matrice gélatineuse ou les parois externes. Reproduction par bourgeonnement, ou par division binaire suivant 1, 2 ou 3 plans symétriques ou non. Akinètes rares.
Section 2	*Pleurocapsales*	Formes agrégats non filamenteux ou unicellulaires maintenus par les parois externes ou une matrice gélatineuse. Reproduction par fissions internes multiples avec production de cellules filles de tailles plus petites que celles des cellules parentales ou par fissions multiples et binaires. Akinètes rares.
Section 3	*Oscillatoriales*	Reproduction par division binaire dans un plan unique donnant des trichomes unisériés sans ramifications vraies. Trichomes formés de cellules ne se différentiant pas en hétérocystes. Akinètes non enregistrées.
Section 4	*Nostocales*	Reproduction par division binaire dans un seul plan donnant des trichomes sans ramifications vraies et unisériés. Au moins, lorsque le milieu est pauvre en azote, une ou plusieurs cellules du trichome se différencient en hétérocystes. Formation des akinètes possible.
Section 5	*Stigonematales*	Reproduction par division binaire, parfois ou fréquemment suivant des plans multiples, produisant des trichomes multi-sériés et/ou à des trichomes montrant différents types de ramifications vraies. Formation des akinètes et des hétérocystes possible.

I. 1. 2. Organisation structurelle

Les cyanobactéries ont des caractéristiques propres aux procaryotes comme l'absence d'un noyau, l'absence d'organites (réticulum endoplasmique rugueux, appareil de Golgi, mitochondries, plastes…) et/ou la présence d'une paroi cellulaire de type Gram négatif. Mais, elles présentent également des particularités propres aux cellules végétales eucaryotes telles qu'un appareil complexe de photosynthèse formé de deux photosystèmes alimentés en lumière par les divers pigments photosynthétiques (Sotton, 2012). L'alimentation de ces

photosystèmes en photons, est assurée par la chlorophylle-a et les nombreux caroténoïdes (β-carotène, zéaxanthine, myxoxanthophylle, …) présents au niveau de la membrane des thylakoïdes. À l'extérieur des thylakoïdes, dans les phycobilisomes, on retrouve également, les phycobiliprotéines (phycocyanine, phycoérythrine, phycoérythrocyanine, et allophycocyanines), des pigments accessoires capturant la majeure partie de l'énergie lumineuse utilisée pour la photosynthèse (Stanier & Cohen-Bazire, 1977).

De plus, les cyanobactéries ont la capacité d'accumuler des réserves de différentes natures (Carr & Whitton, 1982). Les réserves de forme carbonées sont principalement composées des polysaccharides et plus rarement les poly-β-hydroxybutirique. Celles de forme azotées sont essentiellement composées de la cyanophycine (polypeptide composé d'arginine et d'asparagine). Tandis que les réserves de forme phosphatées sont constituées des polyphosphates (Carr & Whitton, 1982).

Chez plusieurs espèces filamenteuses on retrouve d'autres structures particulières formées par des cellules différenciées comme les akinètes et les hétérocystes.

Les akinètes sont des cellules de dormance produites lors d'une dégradation des conditions du milieu ; elles sont des cellules contenant beaucoup d'ADN et d'importantes réserves azotées et carbonées essentielles à la sporulation lors du retour des conditions favorables (Lubzens et *al*., 2010).

Les hétérocystes quant à elles, sont responsables de l'avantage compétitif des cyanobactéries vis-à-vis des autres espèces algales dans l'utilisation de l'azote par fixation du diazote atmosphérique (N_2) ; Ceux sont des cellules à paroi épaisse se différentiant lors de la carence du milieu en azote minéral (Kumar et *al*., 2010 ; Carey et *al*., 2012). Au cours des cycles nycthéméraux et saisonniers, on note également chez certaines espèces de cyanobactéries l'existence des vésicules à gaz qui leurs permettent de se positionner dans les strates où l'optimum photosynthétique est atteint (Carey et *al*., 2012).

I. 1. 3. Diversité morphologique et reproduction

Généralement, les cyanobactéries présentent une grande diversité de formes et de tailles (Palinska, 2008). Elles sont cependant regroupées en trois grands types d'organisation morphologique (**Figure 1**) : unicellulaire, coloniale et filamenteuse pluricellulaire (Bernard,

2014). D'abord, *les formes unicellulaires* peuvent être sphériques, ovoïdes, cylindriques, isolées ou associées en colonies simple par l'intermédiaire d'une matrice produite au cours de la croissance (Sabart, 2009). Ensuite, *les formes pluricellulaires* se présentent sous forme de trichomes (série de cellules sans gaine de polysaccharides) ou de filaments (série de cellules avec gaine de polysaccharides), linéaires ou spiralés, ramifiés ou non ramifiés (Chorus & Bartram, 1999). Enfin, *les formes coloniales* sont très diversifiées allant de la structure monostromatique (colonie plane à une seule couche de cellules) à la structure amorphe (nombreuses cellules dans un mucilage commun sans contour défini), en passant par les formes cubiques, sphériques et linéaires (Coute & Bernard, 2001). On note aussi la présence de trois types de cellules chez les cyanobactéries (**Figure 2**) :

- D'abord, *les cellules végétatives* au contenu peu différencié, de couleurs très diverses, conséquence des teneurs respectives en pigments photosynthétiques et en substances hélioprotectrices. Elles peuvent renfermer des vésicules à gaz ou aérotopes, organites leur permettant la flottabilité et le déplacement dans la colonne d'eau (Komarek et *al.*, 2003) ;
- Ensuite, *les hétérocystes* à paroi épaisse, au contenu homogène, de forme sphérique, cylindrique ou conique. Leur position dans le trichome est soit intercalaire, soit terminale à l'une des extrémités seulement ou aux deux, ou encore latérale. Ce type de cellule, hétérocystes, sont généralement solitaires mais peuvent aussi apparaître en paire et plus rarement en série. Elles ne sont présentes que chez certaines formes filamenteuses et ce lorsque les conditions écologiques nécessaires à leur formation sont réunies. Les hétérocystes, sont capables de fixer l'azote moléculaire dissous dans l'eau pour le transformer en azote assimilable par la cellule grâce à la présence d'une nitrogénase (Wolk, 1996) ;
- Enfin, *les akinètes* à paroi épaisse.

La reproduction des cyanobactéries est exclusivement asexuée (Chorus & Bartram, 1999). Elle peut se réaliser par fragmentation simple des colonies chez les espèces coloniales et des trichomes chez les espèces filamenteuses. Ces dernières peuvent aussi se reproduire par fragmentation avec formation d'hormogonies (segments reproductifs riches en réserves et mobiles). Les unicellulaires isolées se multiplient par division binaire simple ou bourgeonnement avec formation d'endospores (Chorus & Bartram, 1999).

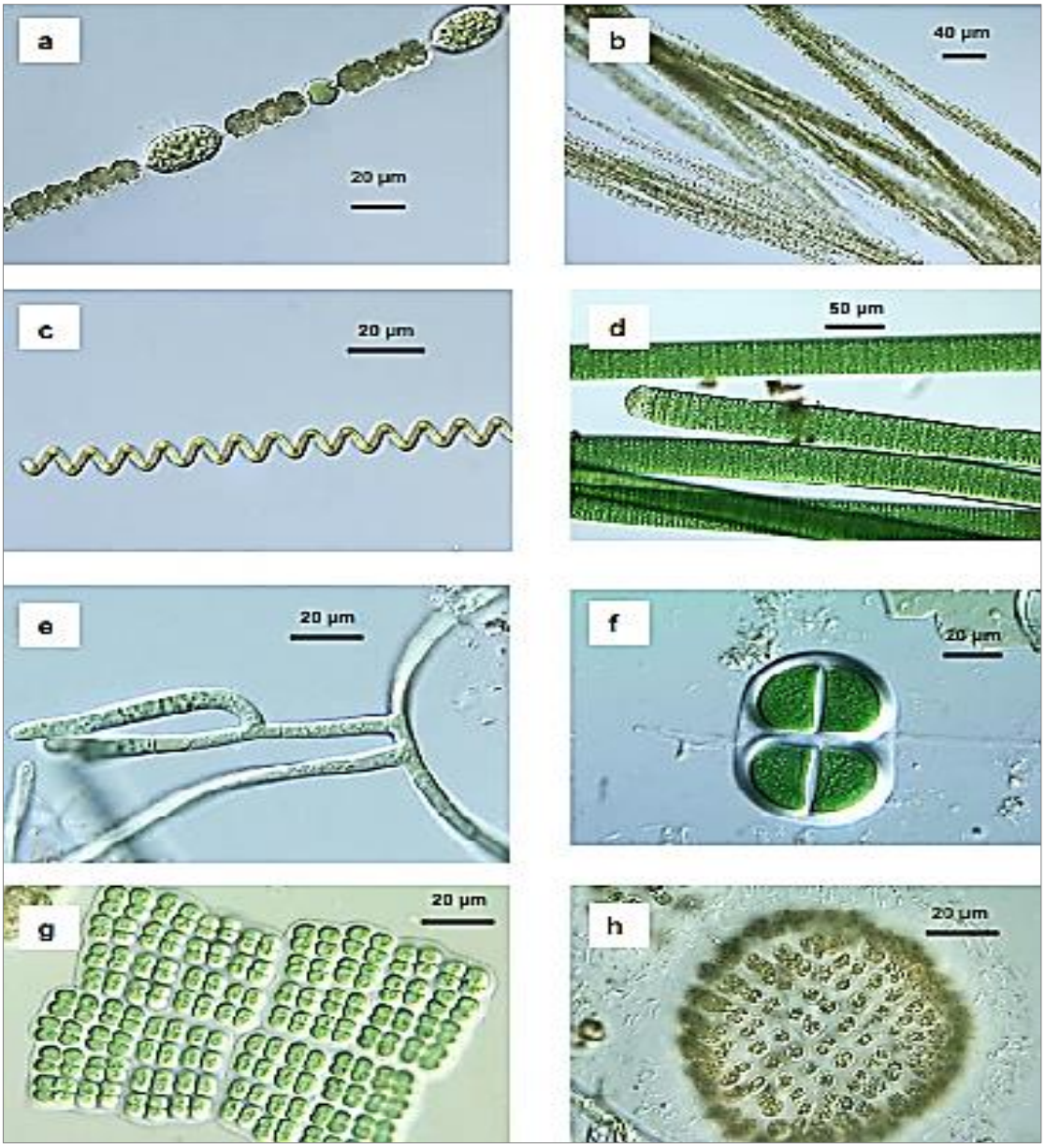

Figure 1 : Diversité morphologique des cyanobactéries (Photos : J. Oyadomari in Sabart, 2009).

a : *Dolichospermum* (ex-*Anabaena*) *;* **b :** *Aphanizomenon ;* **c :** *Spirulina ;* **d :** *Oscillatoria ;* e : *Hapalosiphon ;* **f :** *Chroococcus ;* **g :** *Merismopedia ;* **h :** *Woronichinia.*

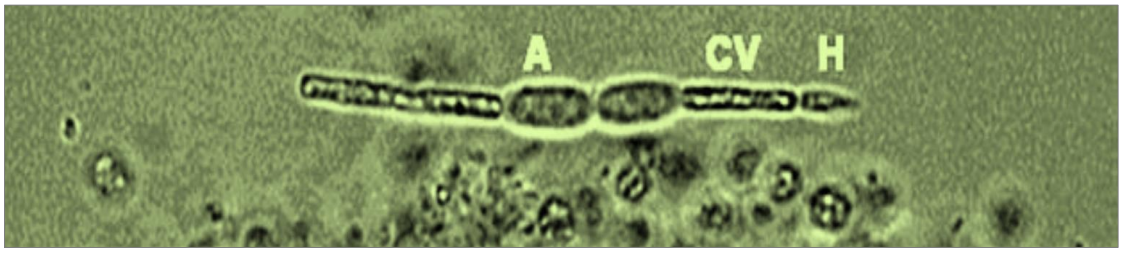

Figure 2 : Cyanobactérie *Cylindrospermopsis raciborskhi* organisée en trichome (El-Harry, 2008).

A : Akinète ; **CV :** Cellule végétative ; **H :** Hétérocyste.

I. 1. 4. Métabolisme

Chez les cyanobactéries, la photosynthèse se déroule majoritairement en aérobie. Cependant, certaines cyanobactéries peuvent réaliser la photosynthèse en milieu anaérobique. Dans le premier cas, les électrons sont alors issus de l'oxydation de l'eau. Tandis que, dans le deuxième cas les électrons sont alors issus de l'oxydation du soufre. Les pigments photosynthèthiques tels que la chlorophylle-a, la chlorophylle-b et -d (chez certaines cyanobactéries) et les phycobiliprotéines regroupées en agrégats au niveau de la membrane externe des thylacoïdes assurent la capture du flux lumineux nécessaire à la photosynthèse dans les thylacoïdes (Lee, 2008). D'après les auteurs Reviers (2003) et Lee (2008), les cyanobactéries possèdent trois modes nutritionnels :

i. Le mode de *Photolithotrophie stricte*, où les cyanobactéries ne peuvent croître qu'en présence de lumière, d'électrons d'origine minérale (H_20 ou H_2S) et du carbone d'origine inorganique ($C0_2$).
ii. Le mode de *Photohétérotrophie*, où la croissance des cyanobactéries se fait également en présence de lumière et d'électrons de provenance minérale (H_20 ou H_2S), mais avec une source de carbone organique ou inorganique.
iii. Le mode de *Chimiohétérotrophie facultative*, où les cyanobactéries sont phototrophes en présence de lumière, mais elles peuvent croitre également en obscurité à travers l'utilisation d'une source de carbone organique (exclusivement le glucose, le fructose et quelques disaccharides).

I. 1. 5. Adaptation et avantages compétitifs

Les cyanobactéries des écosystèmes aquatiques d'eaux douces ont un pouvoir compétitif dans leurs milieux provenant de nombreuses adaptations (Carey et *al*., 2012). Dans les eaux douces eutrophes à hypereutrophes, Watanabe et *al.* (1992) et Xie et *al.* (2005) ont majoritairement observé l'exclusion compétitive des autres taxons phytoplanctoniques, associée à la dominance des cyanobactéries. Jacquet et *al.* (2005) et Salmaso (2010), ont également signalé d'importants développements dans les milieux en cours de ré-oligotrophisation.

I. 1. 5. 1. Utilisation de la lumière

Les cyanobactéries disposent des divers pigments photosynthétiques, les phycobiliproteines (phycocyanine, phycoérythrine et allophycocyanines), les caroténoïdes et la chlorophylle-a. Ces pigments sont capables de capturer une vaste gamme de longueurs d'ondes du spectre lumineux et ainsi d'assurer un rendement photosynthétique élevé et de le maintenir à de faibles intensités lumineuses (Sabart, 2009). Ainsi, certaines espèces cyanobactériennes ont été retrouvées dans des eaux turbides ou dans les couches d'eau profondes (en dessous de l'épilimnion), où les quantités de lumière sont faibles (Abrantes et *al.*, 2009 ; Dokulil & Teubner, 2012). Selon les conditions lumineuses du milieu, les cyanobactéries ont également la capacité de réguler leur composition pigmentaire, notamment le ratio cellulaire (phycocyanine/phycoérythrine), afin d'optimiser l'utilisation de la lumière. Cette forme d'adaptation chromatique complémentaire a été observée chez les espèces cyanobactériennes riches en phycoérythrine (Marsac & Houmard, 1988 ; Grossman et *al.*, 2003). De plus, lors de la formation des blooms de surface, les cyanobactéries ont également la possibilité de lutter contre les rayonnements UV grâce à la synthèse des gaines polysaccharidiques, des caroténoïdes et des acides aminés proches de la mycosporine (Sommaruga et *al.*, 2009).

I. 1. 5. 2. Migration verticale

Les cyanobactéries dominent les habitats grâce aux phénomènes de migration verticale qui jouent un rôle important dans leur capacité à dominer les espaces aquatiques. Ces migrations dépendent beaucoup de la présence (ou non) et du volume des vésicules à gaz, de la taille des colonies et enfin du taux de synthèse/dégradation des composés photosynthétiques produits (Carey et *al.*, 2012).

Dans les conditions de forte luminosité, la perte de flottabilité chez les cyanobactéries (*Dolichospermum*, *Microcystis*, *Planktothrix*…) est généralement entraînée par l'augmentation des hydrates de carbone issus de la photosynthèse et stockés dans les cellules. Certaines espèces perdent la flottabilité en diminuant la production des vésicules à gaz (Walsby et *al.*, 2006). À l'inverse, dans des conditions de faibles luminosités, les cyanobactéries forment de nouvelles vésicules à gaz en consommant les hydrates de carbone stockés dans les cellules afin d'augmenter la flottabilité.

D'après Brookes & Ganf (2001), la richesse du milieu en éléments minéraux notamment en phosphore (P) et en azote (N), joue également un rôle important dans la régulation de la flottabilité des espèces de cyanobactéries. Par exemple l'espèce *Planktothrix rubescens* qui peut éviter l'intensité lumineuse trop forte et la température élevée présentes dans l'épilimnion, et se développer et former des blooms dans le métalimnion riche en nutriments, grâce à la présence de ses vésicules à gaz, (Jacquet et *al.*, 2005).

I. 1. 5. 3. Utilisation des nutriments

Pour faire face aux faibles concentrations en nutriments dans le milieu, les cyanobactéries possèdent un large éventail d'inclusions cellulaires. Elles sont capables de stocker l'azote (N) sous forme de cyanophycine et le phosphore (P) sous forme de granule de polyphosphates (Allen, 1984 ; Gobler et *al.*, 2016 ; Harke et *al.*, 2016 ; Li et *al.*, 2018). D'autres espèces cyanobactériennes, principalement des formes filamenteuses, prennent l'azote, à travers leurs hétérocystes qui fixent l'azote atmosphérique (diazote- N_2) et le transforment par la nitrogénase en azote minéral assimilable (Sabart, 2009 ; Almanza et *al.*, 2019).

I. 1. 6. Écologie

I. 1. 6. 1. Milieux de vie

Les adaptations précédemment citées ont permis aux cyanobactéries de coloniser de nombreuses niches écologiques. On les retrouve majoritairement en eaux douces, mais également en milieux saumâtres et marins. En milieu terrestre, elles sont présentes dans les sols, sur la glace, sur les rochers des hautes montagnes et même dans les déserts (Sotton, 2012). Certaines espèces cyanobactériennes sont également capables de se développer dans des milieux extrêmes où elles se sont adaptées à un large spectre de température (eaux thermales, lacs arctiques et antarctiques), de pH (eaux carbonatées et tourbières acides), de salinité (lacs hypersalés à oligotrophes) (Sotton, 2012). Certains genres (*Dolichospermum* « ex-*Anabeana* », *Nostoc*, *Calothrix*, *Fischerella*, *Scytonema*) peuvent former des associations symbiotiques avec divers organismes tels que des algues (diatomées) (Brehm et *al.*, 2003), des champignons pour former des lichens (Taylor et *al.*, 1997 ; Miura & Yokota, 2006), des bryophytes (Solheim et *al.*, 2004 ; Adams & Duggan, 2008), des ptéridophytes (Peters &

Meeks, 1989), des plantes (gymnospermes et angiospermes) (Rai et *al.*, 2000 ; Bergman et *al.*, 2008), et des animaux (Lambert et *al.* 1996 ; Lee et *al.*, 2001).

I. 1. 6. 2. Rôle écologique

Apparues sur Terre il y a 2 à 3 milliards d'années (Awramik, 1992), les cyanobactéries sont reconnues comme étant les premiers organismes capables de réaliser la photosynthèse oxygénique (Des-Marais, 2000) et elles ont ainsi contribué à l'augmentation de la concentration en oxygène dans l'océan primitif, puis dans l'atmosphère, permettant ainsi le développement de la vie aérobie (Dismukes et *al.*, 2001). Les cyanobactéries jouent encore à l'heure actuelle un rôle majeur dans le cycle de l'oxygène. En effet, selon la théorie endosymbiotique proposée par Mereschkowsky (Martin & Kowallik, 1999), l'origine des organes spécialisés dans la photosynthèse chez les eucaryotes (les chloroplastes) serait un représentant ancestral des cyanobactéries (Macfaden, 2001). Les cyanobactéries coccoïdes sont largement répandues dans le picoplancton et le nanoplancton d'océans tempérés et tropicaux et contribuent pour une part importante à la production primaire (Goericke & Welschmeyer, 1993 ; Moran, 2007). D'autre part, la fixation d'azote atmosphérique par certains genres cyanobactériens joue un rôle important du point de vue écologique (Bergman et *al.*, 1997 ; Zehr et *al.*, 2001) et économique. C'est le cas par exemple de *Dolichospermum « Anabeana »* qui vit en symbiose avec *Azolla* (fougère aquatique utilisée comme engrais vert) dans les rizières en Asie (Peters & Meeks, 1989). D'autre part, les cyanobactéries sont plus connues du grand public pour les perturbations environnementales et sanitaires qu'elles occasionnent par leurs proliférations en milieu aquatique, appelées « fleurs d'eau », « efflorescences » ou encore « blooms ». Ces proliférations sont le plus souvent la conséquence de l'eutrophisation des masses d'eau.

I. 1. 6. 3. Diversité génétique

Au cours des dernières décennies, le développement des outils moléculaires a ouvert de nouvelles perspectives dans le domaine de l'écologie microbienne (Hagen & Hamrick, 1996a,b ; Eardly et *al.*, 1990 ; Stevens & Tibayrenc, 1996 ; Feizabadi et *al.*, 1997 ; Trott et *al.*, 1997 ; Silva et *al.*, 1999). En revanche, les études de la génétique des microorganismes aquatiques et des cyanobactéries en particulier sont plus rares. Pourtant, la connaissance des changements de la diversité génétique des cyanobactéries qui s'opèrent à différentes échelles

spatiales et temporelles permettrait de mieux comprendre l'évolution et l'écologie de ces espèces. La plupart de ces études a été réalisée au niveau de la mer Baltique (Barker et *al.*, 2000 ; Laamanen et *al.*, 2002 ; Lodders et *al.*, 2005). Ces études ont montré que les genres *Nodularia* (Barker et *al.*, 2000) et l'espèce *Microcoleus chthonoplastes* (Lodders et *al.*, 2005) étaient capables d'échanger du matériel génétique.

D'autre part, l'un des questionnements majeurs des travaux réalisés a été de déterminer les variations spatiales et temporelles de la diversité génétique de cyanobactéries, afin d'améliorer la compréhension de la dynamique des blooms par exemple. Très souvent, la structuration géographique des populations est liée à la structuration du milieu. Ainsi, il a été montré une diminution de la diversité génétique d'*Aphanizomenon flos-aquae* le long d'un gradient de salinité (depuis des lacs finlandais jusqu'à la mer Baltique), suggérant la sélection d'un génotype particulier adapté à la forte salinité (Laamanen et *al.*, 2002). À l'échelle mondiale, la structure génétique des cyanobactéries diffère selon les espèces. Ainsi, il semble que les populations de *Phormidium* (Marquardt & Palinska, 2007), *Microcoleus chthonoplastes* (Garcia-Pichel et *al.*, 1996), *Arthrospira* (Baurain et *al.*, 2002) et *Microcystis* (Bittencourt-Oliveira et *al.*, 2001) ne présentent pas de structuration biogéographique. En revanche, une différentiation biogéographique de deux espèces, *Cylindrospermopsis raciborskii* (Gugger et *al.* 2005 ; Haande et *al.*, 2008) et *Synechococcus spongiarum* (Erwin & Thacker, 2008) a pu être mise en évidence à une large échelle géographique. Cette différentiation pourrait trouver des origines différentes selon les espèces. Pour *Synechococcus spongiarum*, c'est sans doute l'écophysiologie de cette espèce qui est en cause. C'est un microorganisme endosymbiotique d'éponges marines dont l'habitat est, de ce fait, discontinu (Erwin & Thacker, 2008). En revanche, *Cylindrospermopsis raciborskii*, dont l'aire de répartition était limitée aux régions tropicales, a très récemment colonisé les régions tempérées. Ainsi, son histoire évolutive récente pourrait contribuer à expliquer cette structuration génétique à l'échelle mondiale (Gugger et *al.* 2005 ; Haande et *al.*, 2008).

I. 1. 7. Proliférations des cyanobactéries dans les milieux aquatiques continentaux

I. 1. 7. 1. Blooms à cyanobactéries et espèces impliquées

Les blooms à cyanobactéries ont fait l'objet de nombreuses études depuis plusieurs décennies, afin de mieux comprendre les conditions qui favorisent leur apparition et leur impact sur les

milieux aquatiques. Par conséquence, les proliférations de cyanobactéries ont été répertoriées dans le monde entier sous toutes les latitudes, dans les lacs, étangs, réservoirs, estuaires ainsi que dans les rivières où des proliférations d'espèces benthiques peuvent être observées (Sabart, 2009 ; Sotton, 2012).

On distingue différents types de blooms en fonction des genres cyanobactériens impliqués. La plupart des espèces planctoniques sont dotées de vésicules à gaz qui leur permettent d'ajuster leur position verticale dans la colonne d'eau. Les espèces coloniales telles que *Microcystis* et *Aphanizomenon* s'accumulent à la surface de l'eau pour former des écumes lorsque la colonne d'eau est stratifiée (Sotton, 2012 ; Fernández et *al*., 2012 ; Ndela et *al*., 2017).

D'autres espèces filamenteuses (*Limnothrix redekei*, *Planktothrix agardhii*) sont capables d'effectuer d'importantes migrations verticales et se trouvent ainsi dispersées dans l'épilimnion, tandis que certaines espèces filamenteuses telles que *Planktothrix rubescens* se développent dans le métalimnion (Sotton, 2012 ; Marion et *al.*, 2017). Enfin, les espèces benthiques (*Oscillatoria*, *Phormidium*) se développent à la surface du sédiment des lacs lorsque le fond de ces lacs reçoit suffisamment de lumière pour leur développement, ou en surface du substrat des rivières. Ces proliférations conduisent à la formation de « tapis » cyanobactériens (Sotton, 2012).

I. 1. 7. 2. Facteurs environnementaux favorisant le développement des cyanobactéries

Le succès écologique et la dominance des cyanobactéries en milieux aquatiques sont liés à trois facteurs principaux : les facteurs physicochimiques, la stabilité de la colonne d'eau et les conditions météorologiques favorables (Levi, 2006). Bien que des proliférations locales de cyanobactéries benthiques aient été rapportées dans des lacs oligotrophes en Suisse (Mez et *al.*, 1997), les proliférations apparaissent le plus souvent dans des milieux eutrophes, enrichies en nutriments par les activités urbaines et/ou agricoles, lorsque les masses d'eau sont stratifiées en période estivale (Visser et *al.*, 1996a, b ; Jacoby et *al.*, 2000 ; Pearl, 2018 ; Benayache et *al*., 2019). Ces conditions sont favorables au développement d'autres espèces phytoplanctoniques, mais elles génèrent des compétitions entre ces espèces qui aboutissent, par exclusion compétitive, à la dominance d'une espèce au dépend des autres. La plupart du temps, ce sont les cyanobactéries qui sont favorisées grâce aux adaptations morphologiques et physiologiques détaillées précédemment : fixation de l'azote atmosphérique, capacité à réguler leur flottabilité et ainsi à occuper les premiers centimètres de la colonne d'eau où la

lumière est disponible… (Sotton, 2012). D'autre part, les changements globaux actuels et notamment le réchauffement climatique pourraient avoir un impact sur l'ampleur des proliférations. En effet, des étés exceptionnellement chauds (Jöhnk et *al*., 2008 ; Paerl & Huisman, 2008) et l'augmentation des concentrations en CO_2 atmosphérique (Elliott et *al.*, 2005) pourraient favoriser les proliférations de cyanobactéries. Il faut cependant rester prudent devant ces hypothèses car en France, par exemple, il n'a pas été observé de développement important de cyanobactéries dans plusieurs lacs au cours de l'été caniculaire 2003 (Sabart, 2009). Il faut cependant noter que l'état actuel des connaissances ne permet pas de prévoir l'importance et la durée des proliférations.

I. 1. 7. 2. 1. Facteurs physicochimiques

Les principaux paramètres physicochimiques qui influencent le développement des blooms sont la température de l'eau, la turbidité, la lumière, le pH et la disponibilité de nutriments.
Généralement la croissance des cyanobactéries se déroule à des températures optimales comprises entre 25 et 35°C (Reynolds & Walsby, 1975). Toutefois, certaines efflorescences cyanobactériennes ont aussi été observées lorsque la température de l'eau est basse (tôt au printemps et tard à l'automne), ainsi que d'autres ont même été signalées sous un couvert de glace (Reynolds & Walsby, 1975). En effet, il semble que la réponse des différents genres à de basses températures soit variable. Robarts & Zohary (1987) ont rapporté que, les basses températures affectent de façon plus sévère le genre *Microcystis* que les autres genres de cyanobactérie.

Une turbidité accrue favorise aussi l'adaptabilité et la prédominance de cyanobactéries par rapport à d'autres espèces d'algues. En revanche, une très forte turbidité peut entrainer la réduction des teneurs en phosphate dans le milieu, ce qui peut limiter la croissance de ces cyanobactéries (Coute & Bernard, 2001). D'autre part, les turbulences et les débits d'eau élevés défavorisent la croissance des cyanobactéries en les empêchant de maintenir une certaine position dans la colonne d'eau (Coute & Bernard, 2001).

Les cyanobactéries sont capables de croître à de faibles intensités lumineuses (Chorus & Bartram, 1999). La durée de la lumière du jour nécessaire à l'optimisation de leur croissance dépend des genres, par exemple, le genre *Microcystis* est mieux adapté aux journées courtes que le genre *Dolichospermum « Anabaena »* (Skulberg, 1984). Une intensité lumineuse moyenne associée à une bonne oxygénation de l'eau peut être favorable à une croissance en

masse de cyanobactéries (Skulberg, 1984). Selon le même auteur, certaines espèces peuvent tolérer aussi des niveaux faibles de lumière et peuvent donc dominer efficacement les autres algues planctoniques, principalement grâce à la présence de pigments photosynthétiques notamment les phycobiliprotéines qui leur donne la possibilité d'utiliser une plus grande partie du spectre lumineux et donc de se développer à de plus faibles intensités. En effet, dans des conditions expérimentales de laboratoire, il a été montré que la capacité des cyanobactéries à utiliser une large bande spectrale toute en privant les autres espèces de ces radiations lumineuses, contribue à leur compétitivité (Walsby et *al.*, 1997 ; Huisman et *al.*, 1999). Cependant, un éclairement trop intense peut inhiber leur croissance (Skulberg, 1984).
En plus, les cyanobactéries possèdent des pigments tels que l'allophycocyanine qui absorbe à des longueurs d'ondes de 650 nm, la phycocyanine à 620 nm et la phycoérythrine à 565 nm. Ces pigments leur permettent de capter la lumière dans la région du rouge-orangé du spectre, soit celle généralement disponible en profondeur après le filtrage du violet et du rouge par la chlorophylle-a, présent dans les premières couches d'eau en surface (Chorus & Bartram, 1999 ; Valentine, 2004). Notons qu'il y a une corrélation entre la quantité de chlorophylle-a et la biomasse vivante des organismes photosynthétiques, algues et cyanobactéries, (Chorus & Bartram, 1999). Rappelons ainsi que, la chlorophylle-a est un paramètre qui figure dans les recommandations de l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), car il permet d'évaluer l'état trophique d'un plan d'eau (Chorus & Bartram, 1999 ; Brient et *al.*, 2004). Un milieu basique, contenant des concentrations élevées de bicarbonate et de carbonate, est également favorable au développement de nombreuses cyanobactéries (Coute & Bernard, 2001). En cas d'efflorescence algale, la consommation de dioxyde de carbone dissout devient importante lors de la photosynthèse, ce qui fait augmenter le pH et favorise par la suite la croissance de cyanobactéries.

Un pH alcalin semble nettement plus favorable à la croissance des cyanobactéries (Coute & Bernard, 2001). En effet, des souches du genre *Arthrospira* préfèrent les eaux très minéralisées, alcalines et chaudes et peuvent proliférer jusqu'à un pH égal à 11 (Coute & Bernard, 2001). D'autre part, un milieu acide ne semble pas pour autant altérer la prolifération des cyanobactéries puisqu'elles arrivent à proliférer dans des milieux acides comme les tourbières acides (Coute & Bernard, 2001). Le pH est souvent compris entre 7 à 10 lors d'une prolifération cyanobactérienne (Rippka, 1988). Réellement, cette augmentation du pH provienne de l'abondance de cyanobactéries qui consomment le CO_2 lors de la photosynthèse, jusqu'à des niveaux limitant beaucoup la croissance des autres taxons d'algues et augmentant

ainsi le pH suite à la variation dans les réactions d'équilibre entre le CO_2, H_2CO_3, HCO_3^- et CO_3^{2-} (Shapiro, 1997).

La disponibilité de nutriments, notamment la disponibilité des macroéléments à savoir le phosphore et dans une moindre mesure, l'azote, est essentielle pour la croissance des cyanobactéries. En effet, lors d'une prolifération cyanobactérienne les concentrations de l'azote sont toujours réduites de façon remarquable. De ce fait, les cyanobactéries peuvent utiliser des nitrates et certaines assimilent même l'azote atmosphérique ce qui leur confère un avantage sélectif par rapport aux autres classes phytolanctoniques (Chorus & Bartram, 1999 ; Valentine, 2004). La présence du phosphore est également indispensable pour la croissance des cyanobactéries. Il est identifié comme étant la substance critique puisqu'il est habituellement l'élément limitant en milieux aquatiques dulcicoles (Chorus & Bartram, 1999). La plupart des proliférations de cyanobactéries surviennent dans des milieux eutrophes dont les charges en phosphore sont élevées, principalement sous forme orthophosphates (>50 µg/L) (Chorus & Mur, 1999). Le phosphore est essentiellement absorbé sous forme d'ions orthophosphates par les cyanobactéries (Haslay & Leclerc, 1993), pour cela, les cyanobactéries peuvent ainsi se développer dans des eaux eutrophes carencées en azote, lorsque le rapport des concentrations d'azote et de phosphore devenait inférieur à une valeur seuil de 4,5 (Codd & Poon, 1988). Le fer, microélément, est parmi les micronutriments importants pour le développement des cyanobactéries en raison du rôle qu'il joue dans la photosynthèse. Plusieurs expériences ont démontré qu'un enrichissement en fer favorise la croissance des cyanobactéries relativement aux algues eucaryotes (Hyenstrand et *al.*, 1998).

I. 1. 7. 2. 2. Stabilité de la colonne d'eau et conditions météorologiques favorables

Les eaux calmes et stagnantes comme les eaux de barrages sont habituellement caractérisées par le phénomène de stabilité de leurs colonnes d'eau qui sont généralement stratifiées. Cette caractéristique permet, au moment du développement de l'efflorescence, la sélection des espèces les plus compétitives (Valentine, 2004).

Les conditions métrologiques telles que la température de l'air, la direction du vent dominant, l'ensoleillement, et la pluie sont corrélées aussi bien avec l'abondance des cyanobactéries qu'avec le volume de toxines produit (Brient et *al.*, 2004).

I. 2. LES CYNOTOXINES

I. 2. 1. Espèces cyanobactériennes productrices de cyanotoxines

Les cyanobactéries nuisibles synthétisent une très grande variété de cyanotoxines, qui sont des molécules toxiques intracellulaires de structures variées incluant des peptides, des macrolides et des glycosides (Patterson et *al*., 1994 ; Namikoshi & Rinehart, 1996 ; Bouaicha et *al*., 2019). Ces cyanotoxines sont généralement synthétisées par des cyanobactéries en phase de croissance et sont retrouvées dans l'eau lors de la mort ou de la lyse cellulaire de ces cyanobactéries (**Tableau 2**). De nombreux travaux, ont montré que ces composés possèdent diverses activités biologiques antivirales, antifongiques (Patterson et *al*., 1994), cytotoxiques (Carmichael, 1994), inhibitrices de protéines phosphatases (Honkanen et *al*., 1991), antinéoplasiques (Patterson et *al*., 1991) et allélopathiques (Pushparaja et *al*., 1999). Cependant, certains de ces métabolites secondaires sont reconnus responsables d'empoisonnement d'animaux et de troubles chez les populations humaines (Carmichael & Falconer, 1993 ; Falconer, 1996, 1999 ; Kuiper-Goodman et *al*., 1999 ; Hitzfeld et *al*., 2000). Les espèces productrices de ces toxines et ayant été impliquées dans de tels incidents appartiennent essentiellement aux genres *Microcystis*, *Anabaena* (actuellement dénommé *Dolichospermum*), *Aphanizomenon*, *Planktothrix*, *Oscillatoria* et moins souvent *Gomphosphaeria*, *Coelosphaerium*, *Gloeotrichia*, *Nodularia* et *Nostoc* (Sivonen & Jones, 1999).

Tableau 2 : Espèces de cyanobactéries toxiques et les cyanotoxines connues à ce jour (El-Harry, 2008)

Espèces toxiques	Toxines	Références
Anabaena circinalis	MCYSTs, STXs	Humpage et *al.* (1994) ; Vezie et *al.* (1998).
Anabaena bergii	CYN	Schembri *et al.* (2001).
Anabaena flos-aquae	MCYSTs, antx-a(S), antx-a	Delvin et *al.* (1977) ; Carmichael et *al.* (1979) ; Mahmood & Carmichael (1987) ; Krienitz et *al.* (2002).
Anabaena planctonica	antx-a	Bruno et *al.*(1994).
Anabaena spiroides	MCYSTs	Sivonen & Jones (1999).
Anabaena lemmermannii	antx-a(S)	Onodera et *al.* (1997b).
Anabaenopsis milleri	MCYSTs	Lanaras & Cook (1994).
Aphanizomenon flos-aquae	STXs	Mahmood & Carmichael (1986) ; Pereira et *al.* (2000).

Aphanizomenon ovalisporum	CYN	Banker et *al.* (2000).
Aphanizomenon issatschenkoi	STXs	Li et *al.* (2003).
Arthrospira fusiformis	MCYSTs, antx-a	Ballot et *al.* (2004).
Calothrix brevissima	Bromophénols	Sivonen & Jones (1999).
Calothrix crustacea	Alkylphénols	Sivonen & Jones (1999).
Cylindrospermopsis raciborskii	CYN, STXs	Hawkins et *al.* (1985) ; Lagos et *al.* (1999) ; Li et *al.* (2001b).
Cylindrospermum sp.	antx-a	Sivonen et *al.* (1989).
Hapalosiphon hibernicus	MCYSTs	Princeps et *al.* (1992).
Lyngbya gracilis	Debromoaplysiatoxine	Sivonen & Jones (1999).
Lyngbya majuscula	Lyngbyatoxine-a, Aplysiatoxines	Cardellina et *al.* (1979).
Lyngbya wollei	STXs	Onodera et *al.* (1997b).
Microcystis aeruginosa	MCYSTs	Sivonen & Jones (1999).
Microcystis botrys	MCYSTs	Henriksen (1996).
Microcystis flos-aquae	MCYSTs	Sivonen & Jones (1999).
Microcystis viridis	MCYSTs	Kusumi et *al.* (1987).
Microcystis wesenbergii	MCYSTs	Lahti et *al.* (1997).
Microcystis sp.	antx-a	Park et *al.* (1993a,b).
Nodularia spumigena	Nodularines	Carmichael et *al.* (1988) ; Rinehart et *al.* (1988) ; Sivonen et *al.* (1989) Jones et *al.* (1994) ; Baker & Humpage (1997).
Nostoc sp.	MCYSTs	Beattie et *al.* (1998) ; Sivonen et *al.* (1992).
Oscillatoria limosa	MCYSTs	Mez et *al.* (1997).
Oscillatoria nigroviridis	Alkylphénols, aplysiatoxines	Carmichael & Falconer (1993).
Oscillatoria tenuis	MCYSTs	Brittain et *al.* (2000).
Oscillatoria sp.	antx-a	Edwards et *al.* (1992).
Phormidium formosa	Homo-antx-a	Skulberg et *al.* (1992).
Phormidium favosum	antx-a	Gugger et *al.* (2005).
Planktothrix agardhii	MCYSTs	Sivonen & Jones (1999).
Planktothrix mougeotii	MCYSTs	Sivonen & Jones (1999).
Planktothrix rubescens	MCYSTs, antx-a	Viaggiu et *al.* (2004).
Planktothrix sp.	STXs	Pomati et *al.* (2000).
Pseudanabaena sp.	Neurotoxines	Sivonen & Jones (1999).
Raphidiopsis curvata	CYN, deoxy-CYN	Li *et al.* (2001a).
Raphiodiopsis mediterranea	antx-a, homo-antx-a	Namikoshi et *al.* (2003) ; Watanabe et *al.* (2003).
Schizothrix calcicola	Aplysiatoxines	Carmichael & Falconer (1993).
Symploca muscorum	Aplysiatoxines	Sivonen & Jones (1999).
Umezakia natans	CYN	Terao et *al.* (1994).
Woronichinia naegelianum	antx-a	Sivonen & Jones (1999).

I. 2. 2. Structure, toxicité et mode d'action des cyanotoxines

I. 2. 2. 1. Hépatotoxines

Les hépatotoxines ont été les molécules toxiques les plus fréquemment rencontrées lors des blooms de cyanobactéries et les plus impliquées dans les cas d'intoxications (Sotton, 2012). Elles regroupent les microcystines, les nodularines et la cylindrospermopsine. Chez les vertébrés, ces hépatotoxines sont responsables de lésions hépatiques, par l'inactivation des protéines phosphatases (PP) 1, 2A et 3 (Honkanen et *al.*, 1994). De plus, des effets carcinogènes et génotoxiques et des modifications fonctionnelles et structurales des reins et des intestins ainsi ont également été discutés (Vanapeldoorn et *al.*, 2007).

I. 2. 2. 1. 1. Microcystines

Les microcystines ont été initialement isolées de *Microcystis aeruginosa* mais sont également synthétisées entre autre par les genres *Anabaena* (actuellement dénommé *Dolichospermum*), *Anabaenopsis*, *Nostoc*, *Planktothrix*, *Oscillatoria* et *Arthrospira* (**Tableau 3**). Elles sont constituées de sept acides aminés, dont deux acides D-aminés inhabituels, la N-méthyldéhydroalanine (Mdha) qui s'hydrolyse en méthylamine, et l'acide 3-amino-9-méthoxy-2,6,8-triméthyl-10-phényl-4,6-diénoïque, également connu sous le nom d'Adda (**Figure 3**). Leur structure cyclique présente le plus souvent l'enchaînement d'acides aminés suivant : cyclo-(D-Ala^{1}-L-X^{2}-D-MeAsp^{3}-LZ^{4}- Adda^{5}-D-Glu^{6}-Mdha^{7}), où D et L représentent les formes dextrogyre et lévogyre des acides aminés, alanine (Ala), acide méthyl-aspartique MeAsp, Adda le β-acide 3-amino-9-méthoxy-2-,6,8-triméthyl-10-phényldeca-4(E), 6(E)-acide diénoïque, Mdha le N-méthyldéhydroalanine et X et Z deux acides aminés variables attribuant le nom à la toxine. Il existe ainsi 279 congénères de microcystines (Bouaïcha et *al.*, 2019) dont la plus toxique est la microcystine-LR (poids moléculaire de 994 Da) où la lettre L indique la nature de X (L-leucine) et R celle de Z (R-arginine) (Codd et *al.*, 2005).

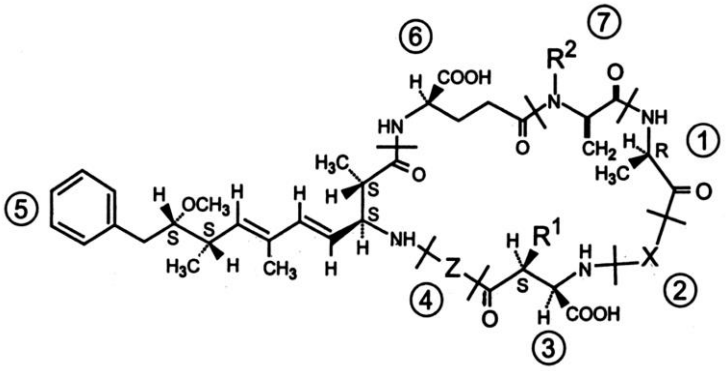

Figure 3 : Structure générale des microcystines (Chorus & Bartram, 1999).

La majorité des études de toxicité des microcystines a été réalisée en utilisant la microcystine-LR, car c'est le congénère le plus toxique, et elle est rencontrée dans la plupart des pays qui ont signalé des épisodes de toxicité (Fawell et *al*., 1993). Au niveau structural, les variations peuvent intervenir sur n'importe quel acide aminé, les plus fréquentes sont la méthylation et la déméthylation des acides Masp3 et Mdha7 ou l'estérification de l'acide glutamique en position 6. L'acide aminé 7 peut être la sérine ou la méthylsérine (Sivonen et *al*., 1992 ; Namikoshi et *al*., 1998 ; Bouaïcha et *al*., 2019). Des variations peuvent intervenir aussi sur l'acide aminé Adda. L'alanine en position 1 est généralement invariable, mais peut être remplacée par la sérine (Sivonen et *al*., 1992 ; Bouaïcha et *al*., 2019). Toutes les variations structurales aboutissent à des différences dans la toxicité et la lipophilie des différentes microcystines (Bouaïcha et *al*., 2019). Cependant, l'élément clé de l'activité biologique des microcystines semble être lié à la chaîne latérale de l'Adda en raison de la stéréochimie de la double liaison en position 6 du fragment Adda. Cette double liaison est généralement sous forme E dans les structures toxiques mais sous forme Z, la molécule n'est plus toxique (Rinehart *et al*., 1994). La toxicité *in vivo* des microcystines estimée par la DL_{50} sur souris (en injection i. p., à 24h) varie de 50 µg/L à 1200 µg/L (Sivonen & Jones, 1999 ; Bouaïcha et *al*., 2019). La forte stabilité chimique des microcystines (Harada et *al*., 1996a) associée à une assez bonne solubilité dans l'eau expliquent leur persistance dans l'environnement (Lahti et *al*., 1997). L'activité toxique des microcystines résulte d'un pouvoir inhibiteur puissant sur certaines enzymes, de sérine/thréonine phosphatases essentielles pour le métabolisme cellulaire (Carmichael, 1994 ; Dawson, 1998 ; Bouaïcha et *al*., 2019). Elles sont véhiculées par le système de transport de la bile (Eriksson *et al*., 1990a) dans le foie principalement, mais aussi vers l'intestin et les reins. Les fortes doses de microcystines peuvent provoquer une hépatotoxicité hémorragique qui peut engendrer des déficiences hépatiques telles qu'une

nécrose hépatique évoluant vers la fibrose, la cytolyse ou le plus souvent la mort (Falconer, 1996 ; Ito et *al*., 1997 ; Hitzfeld et *al*., 2000).

I. 2. 2. 1. 2. Nodularines

Les nodularines sont produites par *Nodularia spumigena* (**Tableau 3**). La nodularine-R est un pentapeptide cyclique d'enchaînement cyclo-(D-MeAsp^1-L-Arg^2-Adda^3-D-Glu^4-Mdhb^5) (**Figure 4**). Sa structure contient le résidu Mdhb qui représente le Nméthyldéhydrobutyrine et l'acide aminé Adda caractéristique des microcystines. Le poids moléculaire de la nodularine-R est de 824 Da. Seules quatre nodularines ont été identifiées comme produites par l'espèce *Nodularia spumigena* (Rinehart et *al*., 1994). Parmi les dérivés de la nodularine-R, il existe deux congénères démethylés, un avec D-Asp^1 au lieu de DMeAsp^1, l'autre avec DMAdda^3 au lieu de Adda^3 (An & Carmichael, 1994 ; Rinehart et *al*., 1994). Le congénère non toxique possède, comme pour les microcystines, la stéréochimie 6Z au niveau du fragment Adda (Namikoshi et *al*., 1994). Un autre congénère, la motuporine, a été isolé d'une éponge marine (*Theonella swinhoei*), et dont la structure est semblable à celle de la nodularine-R mais avec une substitution du résidu arginine (Arg^2) par le résidu valine (Val^2) (De Silva et *al*., 1992). La conformation structurale de la motuporine est remarquablement similaire à la structure tridimensionnelle (3-D) de la microcystine-LR (Bagu et *al*., 1995, 1997 ; Trogen et *al*., 1996, 1998). Un nouveau congénère de la nodularine-R, la nodularine-HAR, a été isolé à partir d'une souche de *Nodularia* PCC7840 (Saito et *al*., 2001). Des analogues de la nodularine-R ont été synthétisés chimiquement (Namikoshi et *al*., 1993 ; Mehrotra & Gani, 1996 ; Spoof et *al*., 2003).

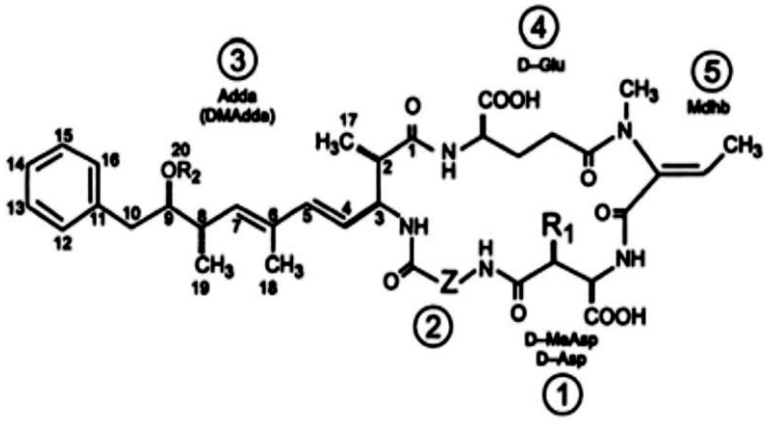

Figure 4 : Structure de la nodularine-R (Chorus & Bartram, 1999).

La toxicité *in vivo* de la nodularine-R estimée par la DL_{50} sur souris (en injection i. p., à 24h) est de 30 µg/kg. La nodularine-R inhibe également certaines protéines phosphatases à sérine/thréonine et montre une hépatotoxicité semblable à celle des microcystines (Honkanen et *al*., 1991 ; Bagu et *al*., 1997). Cependant, il a été montré dans des essais pilotes sur la palourde des effets neurotoxiques de la nodularine-R manifestés par l'altération de l'activité de l'acétylcholinestérase (Lehtonen et *al*., 2003).

I. 2. 2. 1. 3. Cylindrospermopsine

La cylindrospermopsine ($C_{15}H_{21}N_5O_7S$) est un alcaloïde possédant une unité guanidine tricyclique, très polaire et très soluble dans l'eau avec une structure Zwitterion. Découverte pour la première fois sous des climats tropicaux, la cylindrospermopsine est également observée sous les climats tempérés et notamment en Europe, en Nouvelle-Zélande et sur le continent américain (Falconer & Humpage, 2006). D'après Falconer & Humpage (2006), cette toxine est principalement produite par le genre *Cylindrospermopsis*, mais d'autres genres tels que *Dolichospermum* « *Anabaena* », *Aphanizomenon*, *Raphidiopsis*, *Umezakia*, ont également été identifiés comme producteurs de cette toxine. La cylindrospermopsine est hydrophile avec une dégradation particulièrement lente dans l'eau. Elle est un alcaloïde de 415 Da (**Figure 5**). Deux variants de la cylindrospermopsine ont été identifiés, la 7-épicylindrospermopsine qui à une toxicité équivalente à la molécule mère et la 7-desoxycylindrospermopsine dont la toxicité est controversée (Looper et *al*., 2005 ; Falconer & Humpage, 2006).

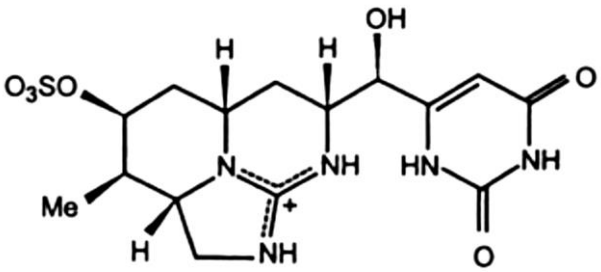

Figure 5 : Structure chimique de la cylindrospermopsine (Falconer & Humpage, 2006).

Falconer & Humpage (2006), ont rapporté que la toxicité de la cylindrospermopsine découle de sa capacité à empêcher la synthèse protéique des tissus touchés causant d'importantes mutations fonctionnelles des organes et même la mort des organismes affectés selon la durée

et la dose d'exposition. De plus, la cylindrospermopsine peut s'insérer dans la double hélice d'ADN causant des fractures chromosomiques et des blocages irréversibles de la synthèse protéique. Les mêmes auteurs considèrent que la cylindrospermopsine est une molécule cytotoxique, clastogène, mutagène et avec une activité carcinogène potentielle.

I. 2. 2. 2. Neurotoxines

Les neurotoxines ont une structure chimique de nature alcaloïdique. Elles touchent principalement le système neuromusculaire en provoquant des paralysies musculaires, spécialement du système respiratoire, conduisant à la mort des organismes touchés, en quelques heures voire même quelques minutes (Chorus & Bartram, 1999). Les neurotoxines regroupent les anatoxines, les saxitoxines et la β-N-methylamino-L-alanine (BMAA).

I. 2. 2. 2. 1. Anatoxines

Les anatoxines, spécifiquement produites par les cyanobactéries, sont des molécules de nature alcaloïdique. L'anatoxine-a ($C_{10}H_{15}NO$), fut isolée pour la première fois à partir de l'espèce *Dolichospermum flos-aquae* (*Anabaena flos-aquae*), puis d'autres espèces *Dolichospermum* mais également d'autres genres tels que *Aphanizomenon*, *Cylindrospermopsis*, *Planktothrix*, et plus rarement *Microcystis* (Carmichael, 1992 ; Van Apeldoorn et *al.*, 2007). D'après Van Apeldoorn et *al.* (2007), l'anatoxine-a est une amine secondaire de faible poids moléculaire (165 Da) (**Figure 6A**), qui n'est pas sujette à l'hydrolyse enzymatique par les acétylcholinestérases. Elle est responsable de la dépolarisation prolongée des jonctions neuromusculaires en bloquant la transmission du stimulus électrique et menant à la paralysie musculaire. Chez les organismes touchés par cette toxine, on peut observer ainsi des arrêts respiratoires conduisant à la mort (Briand et *al.*, 2003). L'homoanatoxine-a est un dérivé méthyle de l'anatoxine-a (179 Da) (**Figure 6B**). Elle a des effets comparables à ceux de l'anatoxine-a et entraine rapidement la mort des individus intoxiqués. Elle est responsable de l'empêchement des contractions musculaires par l'accroissement des flux de Ca^{2+} au niveau des terminaux nerveux cholinergiques (Van Apeldoorn et *al.*, 2007). L'anatoxine-a(s) ($C_7H_{17}N_4O_4P$) est un inhibiteur de l'acétylcholinestérase provoquant une hyperactivation des neurones post-synaptiques conduisant à une paralysie musculaire, des faiblesses musculaires, des convulsions et à la mort des organismes touchés par arrêt respiratoire. Elle est un ester de phosphate de la N-hydroxyguanine (252 Da) (**Figure 6C**). Cette toxine semble exclusivement

produire par deux espèce de *Dolichospermum* (*D. flos-aquae* et *D. lemmermannii*), et jusqu'à l'année 2007 aucun variant de cette neurotoxine n'a été observé (Van Apeldoorn et *al.*, 2007).

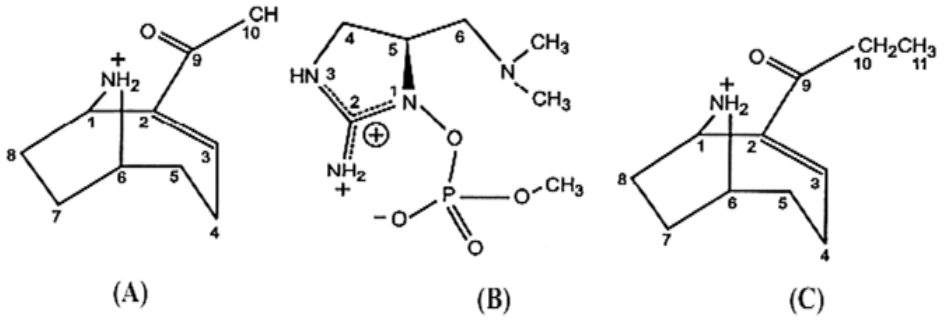

Figure 6 : Structure générale des anatoxines (Chorus & Bartram, 1999).

A : *Anatoxine-a ;* ***B :*** *Homoanatoxine-a ;* ***C :*** *Anatoxine-a(s)*

I. 2. 2. 2. 2. Saxitoxines

Les saxitoxines furent isolées, pour la première fois, à partir de fruits de mer ayant filtrés des dinoflagellés marins producteurs de ces neurotoxines. Particulièrement, elles sont connues pour les phénomènes d'empoisonnement paralysant observés chez les animaux et les humains (Paralytic Shellfish Poisoining- PSP) (Anderson, 1994 ; Briand et *al.*, 2003). Les saxitoxines, regroupent les gonyautoxines (GTXs), les C-toxines, la saxitoxine et la neosaxitoxine (Van Apeldoorn et *al.*, 2007). Ce sont des alcaloïdes à un noyau tétrahydropurique (**Figure 7**), dont 22 variants ont été répertoriés, en fonction du nombre de groupe SO_3^- dans la molécule (Ferrão-Filho & Kozlowsky-Suzuki, 2011).

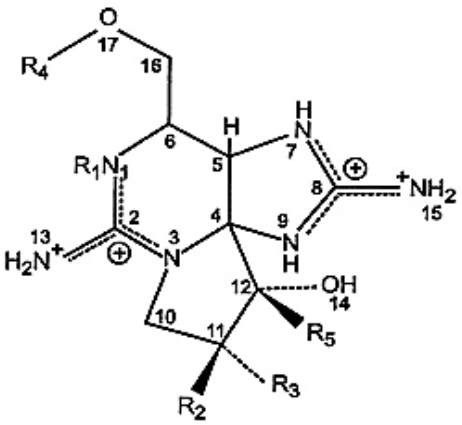

Figure 7 : Structure chimique des saxitoxines (Chorus & Bartram, 1999).

R *varie en fonction des variants*

I. 2. 2. 2. 3. β-N-methylamino-L-alanine (BMAA)

La β-N-methylamino-L-alanine (BMAA), est le seul acide aminé non impliqué dans la synthèse protéique. D'après Cox et *al.* (2005), cette toxine est produite par un très grand nombre de cyanobactéries symbiotiques, planctoniques et benthiques, issues des milieux terrestres ou aquatiques. La β-N-methylamino-L-alanine à une structure similaire à celle de l'alanine (**Figure 8**). Elle pourrait être impliquée dans de nombreuses maladies neurodégénératives ; elle agit, après ingestion, comme un agoniste des récepteurs glutaminergiques au niveau des synapses glutaminergiques conduisant à une excitation des neurones.

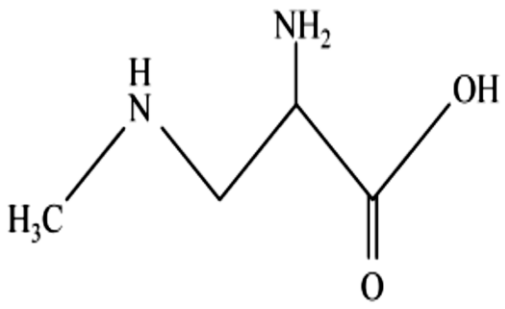

Figure 8 : Structure chimique de la β-N-methylamino-L-alanine (BMAA) (Jonasson et *al.*, 2008).

I. 2. 2. 3. Dermatotoxines

La lyngbyatoxine A, les aplysiatoxines et la debromoaplysiatoxine sont des alcaloïdes retrouvés chez des cyanobactéries benthiques telles que *Lyngbya majuscula*, *Oscillatoria nigroviridis* et *Schizothrix calcicola* (Cardellina et *al.*, 1979). Ces toxines sont responsables des cas graves d'inflammation gastrointestinales et d'irritations cutanées (Cardellina et *al.*, 1979). Par ailleurs, la lyngbyatoxine A, possède une structure similaire à la téléocidine A produite par une actinomycète, *Streptomyces*, qui présente un potentiel de promotion tumorale (Fugiki et *al.*, 1984). Les aplysiatoxines et les débromoaplysiatoxines sont également des agents promoteurs de tumeurs et des activateurs de protéines kinase C (Mynderse et *al.*, 1977 ; Fugiki et *al.*, 1990). Les lipopolysaccharides sont des endotoxines entrant dans la composition de la paroi cellulaire externe des bactéries Gram négatif. Initialement isolées chez *Anacystis nidulans* (Weise et *al.*, 1970), ils sont reportés chez de nombreuses espèces cyanobactériennes et ils sont responsables de réactions allergiques et toxiques chez les

animaux et les humains et certainement associés à des irritations cutanées (Sivonen & Jones, 1999).

I. 2. 3. Facteurs favorisant la production des cyanotoxines

La production des toxines par les cyanobactéries apparaît fortement variable tant pendant qu'après la formation des blooms (Codd & Bell, 1985). La production ainsi que la nuisance toxique peuvent varier dans le temps pour une efflorescence monoalgale et les facteurs contribuant à la production de toxines restent partiellement inconnus (Ressom et *al.*, 1994). En effet, les toxines ont tendance à augmenter à la phase exponentielle de croissance et de diminuer graduellement pendant la phase stationnaire (Watanabe & Oishi, 1985 ; Sivonene & Jones, 1999 ; Kaenernick & Neilan, 2001 ; Wiedner et *al.*, 2003). Toutefois, certains auteurs ont suggéré que les taux de production de toxines étaient directement corrélés à la croissance, et que les effets des différents paramètres environnementaux étaient par conséquent indirects (Orr & Jones, 1998). Les investigations portées sur le développement de techniques qui permettraient la prédiction de la toxicité des souches présentes dans les plans d'eau en début de saison, avant l'apparition effective des proliférations, ont tout d'abord cherché à comprendre quels facteurs environnementaux pouvaient favoriser la production des cyanotoxines. Les principaux facteurs étudiés en laboratoire ont été l'intensité lumineuse, la température, le pH, les nutriments et la présence de métaux (Sivonen & Jones, 1999 ; Kaebernick & Neilan, 2001 ; Wiedner et *al.*, 2003).

I. 2. 3. 1. Facteurs abiotiques

Bien que Watanabe & Oishi (1985) considèrent que la faible intensité lumineuse était un facteur primordial pour la production des cyanotoxines, ils ont montré également que la production de ces cyanotoxines était inhibée par la baisse de l'intensité lumineuse. Les mêmes auteurs ont montré qu'une variation de l'intensité lumineuse de 7,5 à 200 $\mu Em^{-2} S^{-1}$ a induit une augmentation quadruple de la toxicité de *Microcystis aeruginosa* en culture. Par contre, Van Der Westhuizen & Eloff (1983) ont constaté une baisse de la toxicité à une forte intensité lumineuse. Dans d'autres études, il a été montré qu'une augmentation de l'intensité lumineuse de 5 à 50 $\mu Em^{-2} S^{-1}$ induisait une variation relativement faible de la toxicité (Codd & Poon, 1988). Quant à Sivonen (1990), elle a noté que la lumière influence la production de toxines pour le genre *Oscillatoria*, mais qu'une faible intensité induisait de plus importante

production de toxines comparée à une plus forte intensité lumineuse. Cependant, il a été observé un important relargage de toxines par les cellules cyanobactériennes à une forte intensité de lumière (Sivonen, 1990). Rapala et *al*. (1997) ont monté qu'une luminosité élevée est favorable pour la production de la microcystine-LR comparée à son variant la [D-Asp^3] microcystine-LR qui est plus commune à de faibles intensités. De même, de fortes intensités lumineuses augmentent la prise cellulaire de fer qui peut finalement être responsable d'une production excessive de toxines (Utkilen & Gjolme, 1995). Ces différents résultats ont montré que l'effet de la lumière sur la production de toxines semble être variable en fonction des espèces.

La température a également été évaluée en tant que facteur limitant de la production des cyanotoxines. La plupart des souches de *Microcystis aeruginosa* produisent moins de toxines en dehors des limites de la température (22 °C) considérée optimum pour cette espèce (Gorham, 1964 ; Van Der Westhuizen & Eloff, 1983 ; Codd & Poon, 1988). Watanabe & Oishi (1985) ont montré que la production de toxines par les cyanobactéries était réduite à de fortes températures. De même, les études de Sivonen (1990) confirment cette observation avec la baisse de production de toxines par la souche *Oscillatoria* à 30 °C. Runnegar et *al.* (1983) ont rapporté que la production de toxines était multipliée par quatre en variant la température des milieux de culture de *Microcystis* de 18 °C à 29 °C. Des températures différentes peuvent être corrélées avec différents types d'hépatotoxines. Par exemple à des températures inférieures à 25 °C, l'espèce *Anabaena* sp. (*Dolichospermum* sp.) produit la microcystine-LR au lieu de la microcystine-RR qui est préférentiellement synthétisée à des températures élevées (Rapala et *al.*, 1997 ; Ame et *al.*, 2003).

Le pH de l'eau joue également un rôle important dans la production de cyanotoxines. Certains auteurs (Van Der Westhuizen & Eloff, 1983) ont trouvé que la toxicité de *Microcystis aeruginosa* variait en fonction de pH du milieu.

La concentration en éléments nutritifs, le phosphore et dans une moindre mesure l'azote, dans le milieu détermine la production de toxines. Codd & Poon (1988) ont observé une décroissance de la toxicité au dixième en variant tout simplement l'azote ou le carbone inorganique du milieu de culture. Par contre, ils n'ont observé aucun effet avec la variation du phosphore dans le milieu.

Par ailleurs, le fer et le zinc sous forme de traces, peuvent influencer la production de cyanotoxines (Lukac & Aegerter, 1993). Certains microéléments tels que le fer et le molybdène présentent une importance assez particulière dans la prolifération des cyanobactéries. Le fer joue un rôle direct dans la fixation de l'azote et la photosynthèse, quant au molybdène, il intervient dans la fixation de carbone et l'apport d'azote (Lukac & Aegerter, 1993).

Pour Sivonen & Jones (1999), la production des toxines n'est pas fortement corrélée à la concentration en éléments nutritifs dans le milieu. Sous des conditions limitées en phosphore, de faibles teneurs en hépatotoxines cyanobactériennes ont été enregistrées à l'exception de ce qui a été signalé par Oh et *al*. (2000), qui ont montré une production importante de la microcystine-LR par l'espèce *Microcystis aeruginosa* par rapport à celle de la microcystine-RR. L'azote affecte différemment la production d'hépatotoxines peptidiques indépendamment de sa fixation par les cyanobactéries. Certaines souches capables de fixer l'azote telles que *Anabaena* (*Dolichospermum* sp.) et *Nodularia* montrent des teneurs élevées en microcystines ou en nodularines même en absence d'azote du milieu (Rapala et *al*., 1993). En revanche, des souches appartenant aux genres *Planktothrix* et *Microcystis* (non fixatrices d'azote moléculaire) permettent une production importante de microcystines dans un milieu riche en azote (Sivonen & Jones, 1999). Cependant, d'autres auteurs (Ame et *al*., 2003) ont montré lors d'essais au laboratoire qu'une faible teneur en azote, ammoniac et fer induit une faible production de microcystines et défavorise la dominance de souches toxiques. Notons qu'il y a peu d'études faites sur les processus métaboliques génétiques qui régulent la production de cyanotoxines, puisque la production des cyanotoxines varie avec les souches d'une même espèce (Carmichael & Gorham, 1981) ; quelques scientifiques ont pensé que cette production est sous le contrôle génétique (Ressom et *al*., 1994). Vakeria et *al*. (1985) et Codd & Poon (1988) ont suggéré que ces gènes peuvent être contenus dans un plasmide que contient beaucoup d'espèces cyanobactériennes. Malgré les études entreprises, aucunes n'a pu fournir une réponse définitive quant à l'implication directe ou indirecte de plasmides dans la production de cyanotoxines.

I. 2. 3. 2. Facteurs biotiques

Généralement, les cyanobactéries représentent une pauvre source de nutrition pour le zooplancton et souvent sont sélectivement évitées. Leurs populations peuvent donc augmenter

par rapport à d'autres algues plus digestes (Ferrao-Filho et *al.*, 2002). La pression exercée par le zooplancton sur les cyanobactéries est réduite par le rôle prédateur des poissons, ceux-ci libèrent des nutriments tels que le phosphore, qui est plus tard assimilé par les cyanobactéries. En outre, le rotifère *Brachionus calcyflorus* est connu pour consommer, en grande quantité, une souche toxique de *Microcystis aeruginosa* (Ferrao-Filho et *al.*, 2002). Durant les efflorescences algales et suite à un épuisement des sources alternatives de nourriture, certaines populations de zooplancton, tels que les daphnies disparaissent. Cependant, certaines espèces de daphnies (*Daphnia pulicaria, Daphnia pulex*) peuvent développer des adaptations physiologiques et comportementales pour survivre en présence de certaines espèces toxiques de cyanobactéries (Demott et *al.*, 1991). Ceci peut ainsi engendrer des changements dans la dynamique des populations de zooplancton.

Par ailleurs, la croissance optimale de cyanobactéries peut avoir lieu en présence d'autres bactéries aquatiques hétérotrophes. Ces bactéries peuvent également être en concurrence avec les cyanobactéries pour les éléments nutritifs (Zubkov et *al.*, 2003). À titre d'exemple, Paerl (1996) a montré que l'espèce *Pseudomonas aeruginosa* se localise autour des hétérocystes de la cyanobactérie *Anabaena* (*Dolichospermum*) afin de profiter de son activité de fixation de l'azote. De même, des cellules de *Microcystis aeruginosa* peuvent fixer davantage le dioxyde de carbone dans le cas d'une association entre elle et d'autres bactéries. Il a aussi suggéré que la production et l'excrétion de métabolites extracellulaires tels que les cyanotoxines, peut jouer un rôle à la fois dans l'attraction d'autres hôtes et la répulsion des microbes antagoniques et des brouteurs d'ordre supérieur.

La production des hépatotoxines peptidiques est importante dans des conditions qui sont optimales pour la croissance des cyanobactéries (Chorus & Bartram, 1999). Dans les efflorescences de longue durée certaines cyanobactéries sont à des stades différents si bien que la quantité d'hépatotoxines peut varier aussi bien dans les cellules que dans l'eau. Il a été également établi une corrélation linéaire entre les taux de production de microcystines et la division cellulaire sous des conditions limitées en phosphore et azote (Orr & Jones, 1998). Une fois les hépatotoxines sont libérées dans l'eau, leur concentration en fonction de la profondeur suit celle des cyanobactéries dans les eaux eutrophes (Lindholm et *al.*, 1989). Leur dégradation peut être réalisée grâce à l'action des bactéries et d'autres organismes (Heresztyn & Nicholson, 1997). Une étude effectuée *in vitro* a montré que *Pseudomonas aeruginosa* est capable de dégrader la microcystine-LR (Takenaka & Watanabe, 1997).

I. 2. 4. Evaluation du risque, règlementation et détection des cyanotoxines

I. 2. 4. 1. Evaluation du risque et règlementation des cyanotoxines

Les conséquences liées à l'exposition aux cyanotoxines ne sont pas encore complètement élucidées, ce qui rend difficile l'estimation du risque pour la santé humaine. Certainement, l'exposition orale par consommation d'eau potable (Falconer, 1996, 1999), l'utilisation d'eau à des fins récréatives (Pilotto et *al*., 1997) et la consommation d'aliments contenant des cyanobactéries (Gilroy et *al*., 2000) ne représentent pas les seules voies de contamination. En effet, la voie intraveineuse peut aussi induire un risque non minime (Jochimsen et *al*., 1998 ; Carmichael et *al*., 2001 ; Azevedo et *al*., 2002). Ainsi, la voie dermique a un rôle dans l'exposition humaine à l'eau de baignade (Falconer, 1996,1999) malgré que l'absorption des microcystines, par voie cutané, est peu probable selon Runnegar et *al*. (1995). Il ressort que la principale source d'exposition aux hépatotoxines de cyanobactéries demeure la consommation d'eau potable. C'est la raison pour laquelle l'OMS (Organisation Mondiale de la Santé) a mis en place des directives à suivre et a recommandé une concentration limite tolérée de 1 µg en microcystine-LR/litre d'eau potable (WHO, 1998).

De nos jours, les informations disponibles n'ont permis que l'établissement d'une valeur de recommandation pour une seule hépatotoxine : la microcystine-LR. La mise en application de cette valeur guide n'est devenue obligatoire qu'en janvier 2004 (en France par exemple). Cette valeur guide a été estimée suivant la méthode décrite dans Fawell et *al*. (1993) :

La dose journalière acceptable (DJA) pour la microcystine-LR est égale à 0,04 µg/kg p.c. ; elle a été calculée comme suit : **DJA = (40 µg/kg p.c. par jour) /1000**

où ***40 µg/kg p.c. par jour :*** *dose sans effet nocif observée pour les changements hépatiques ;* ***p.c. :*** *poids corporel ;* ***1000 :*** *facteur d'incertitude dérivé d'une extrapolation des études effectuées sur les animaux et les humains* (*facteur 10 pour les variations interspécifiques, facteur 10 pour les variations intraspécifiques, et facteur 10 pour l'étude d'une durée inférieure à la durée de vie*).

La teneur maximale acceptable (TMA) pour la microcystine-LR totale (intra et extracellulaire) dans l'eau potable a été calculée comme suit : **TMA = (0,04 µg/kg p.c. par jour) x 60 kg x 0,8/2L par jour**

*où **0,04 µg/kg p.c. par jour :** DJA ; **60 kg :** poids corporel moyen d'un adulte ; **0,8 :** proportion de l'apport total attribuée à l'ingestion d'eau potable ; **2L par jour :** consommation quotidienne moyenne d'eau potable d'un adulte.*

L'estimation de cette valeur guide provisoire est pour l'instant basée uniquement sur des données de toxicité subchronique et aiguë, suite au manque de données pertinentes de toxicité chronique. Étant donnée qu'on ne sait pas si les taux quantitatifs de la toxicité chronique sont semblables à ceux de la toxicité aiguë, il ne semble pas actuellement faisable d'extrapoler cette valeur pour une exposition chronique aux cyanotoxines. Toutefois, on note la proposition d'une valeur plus faible de 0,5 µg/L au Canada (Kuiper-Goodman, 1997). Et la suggestion d'une valeur de 0,1µg/L pour une exposition chronique (Falconer, 1996). L'échelle de risque adoptée par l'OMS pour la surveillance des ressources en eau, a été basée essentiellement sur la concentration en chlorophylle-a dans l'eau brute et sur la biomasse (ou le biovolume) des cyanobactéries (**Tableau 3**).

Tableau 3 : Recommandations de l'OMS pour la surveillance des eaux brutes (WHO, 1998).

Situations	Risques	Recommandations
Densité cyanobactérienne : 200 cell/mL Chlorophylle-a : 0,1 µg/L	Eventuelle apparition d'un bloom algal	Suivi de l'évolution des cyanobactéries
Densité cyanobactérienne : 2 000 cell/mL Chlorophylle-a : 1 µg/L	Forte production de toxines algales dont les concentra-tions pourraient dépasser la valeur guide de l'OMS	Mesure des teneurs en toxines par l'une des méthodes analytiques
Densité cyanobactérienne : 100 000 cell/mL Chlorophylle-a : 50 µg/L Présence confirmée des toxines	Risque pour la santé humaine à court terme	Renforcer le traitement

I. 2. 4. 2. Techniques de détection des cyanotoxines

La mise en évidence des cyanotoxines dans des échantillons d'eau peut s'effectuer par plusieurs techniques analytiques : des tests biologiques (cultures de cellules ou tests sur animaux), des essais immunologiques (test ELISA), des tests biochimiques (inhibition enzymatique) et des méthodes physicochimiques telles que les chromatographies en phases liquide et gazeuse et l'électrophorèse capillaire (Falconer, 1995).

I. 2. 4. 2. 1. Tests biologiques

Les tests biologiques sur animaux sont insuffisamment sensibles. Le test souris est le seul test reconnu à l'échelle internationale permettant de fournir une première information sur la présence de toxines dans l'eau (El-Herry, 2008). L'observation des symptômes chez l'animal intoxiqué permet parfois de déterminer le type de toxines (Falconer, 1995). Cependant, ce test n'est pas quantitatif et de moins en moins utilisable. D'autres bioessais utilisant des invertébrés pour la détection des microcystines tels que le test d'artémia (*Artemia salina*) ou celui de daphnies ont été aussi développés (Lahti et *al.*, 1995).

Par ailleurs, la toxicité peut être évaluée par des tests sur des cellules animales en culture. Des cultures primaires d'hépatocytes de rat ont été utilisées pour la détection de faibles concentrations en microcystines (Erikson et *al.*, 1990a). Cependant, le test cellulaire sur neuroblastomes permet de détecter les substances modulatrices de l'activité des canaux sodiques dépendant du potentiel membranaire. Il permet la détection des neurotoxines de la famille des saxitoxines qui agissent en bloquant les canaux sodiques, empêchant ainsi l'entrée de sodium. Ce test, a d'abord été qualitatif, ne considérant que l'altération morphologique des cellules (Kogure et *al.*, 1983). Les premières mesures quantitatives ont été obtenues en utilisant un colorant, le cristal violet (Jellet et *al.*, 1992).

I. 2. 4. 2. 2. Méthodes bioanalytiques

I. 2. 4. 2. 2. 1. Test ELISA

Des tests immunoenzymatiques (ELISA), utilisant des anticorps polyclonaux anti- MCYST-LR (Chu, 1990 ; An & Carmichael, 1994 ; Mcdermott et *al.*, 1995) ou monoclonaux (Nagata et *al.*, 1995 ; UENO, 1996), permettent d'évaluer le contenu total en microcystines dans les échantillons. Il est probable que cette méthode destinée à analyser une seule toxine, telle que la nodularine ou la microcystine- LR, présente des problèmes de réactivité croisée avec des adduits (liaisons covalentes), des métabolites, des protéines ou d'autres toxines congénères (Metcalf, 2000a).

I. 2. 4. 2. 2. 2. Inhibition enzymatique (PP2A)

Étant donné que l'activité toxique majeure des microcystines et de la nodularine-R résulte d'un pouvoir inhibiteur sur certaines phosphatases déphosphorylant des protéines sur des sites sérine ou thréonine (Mackintosh et *al.*, 1990), une méthode sensible et rapide de détection de ces toxines a été mise au point (Test PP2A). L'activité de la phosphatase a été mesurée soit par un test colorimétrique ou soit par un test radiochimique (Bouaïcha et *al.*, 2002). D'après Tubaro et *al.* (1996), le test colorimétrique est fondé sur l'emploi du composé incolore le para-nitrophénylphosphate (pNPP), qui libère après déphosphorylation par diverses phosphatases, le para-nitrophénol, composé coloré absorbant à 405 nm. Dans le but d'améliorer la sensibilité du test d'inhibition de PP2A, des substrats fluorescents ont été utilisés afin de détecter les teneurs très faibles en microcystines de l'ordre de picogrammes (Fontal et *al.*, 1999 ; Bouaïcha et *al.*, 2002). Un test d'inhibition enzymatique a été aussi développé pour la détection de l'anatoxine-a(s). Il est basé sur l'inhibition de l'acétylcholinestérase (AchE) par cette toxine. Cependant, ce test est non spécifique car d'autres composées tels que les pesticides organophosphorés peuvent également être détectés par ce test (Henriksen et *al.*, 1997).

I. 2. 4. 2. 3. Méthodes physicochimiques

Les méthodes d'analyse physicochimiques utilisées pour la détection de cyanotoxines sont fondées sur une séparation analytique suivie d'une détection par un détecteur plus ou moins sélectif (El-Herry, 2008). Les nodularines et les microcystines, de même que les saxitoxines ou les anatoxines, sont des composés peu volatiles. Par conséquent, la chromatographie en phase liquide à polarité de phase inversée suivie d'une détection en UV est souvent utilisée pour la détection de ces cyanotoxines (Tsuji et *al.*, 1994).

L'emploi d'un détecteur à barrette de diode a permis de déterminer la présence des hépatotoxines ainsi que leur nature par comparaison des spectres d'absorption lorsque l'on dispose de standards (Ward et *al.*, 1997). La sensibilité de ce mode de détection est généralement faible. La limite de détection sur des extraits de cyanobactéries toxiques est de l'ordre de 50 à 100 µg de microcystines/g d'échantillons lyophilisés. Afin d'améliorer la sensibilité de ces techniques, un traitement préalable des échantillons par extraction liquide-solide est donc nécessaire.

L'utilisation de la micro-chromatographie en phase liquide (Rivasseau et *al.*, 1998) ou de l'électrophorèse capillaire (Bouaïcha et *al.*, 1996) permet la détection de faibles quantités en microcytines, mais un problème réside dans le manque de standards. En effet, sur 279 microcystines, seules quelques-unes sont commercialisées, comme les microcystines-LR, -RR, -LA et -YR. Une technique chromatographique en phase liquide, très sensible a été développée pour la détermination de l'anatoxine-a après une dérivation avec un fluochrome, le 4-fluoro-7-nitro-2,1,3- benzoxadiazole (NBD-F) (James et *al.*, 1997). La spectrométrie de masse couplée à ces techniques permet l'identification et la confirmation de la présence des cyanotoxines dans des échantillons d'algues et d'eau (Siren et *al.*, 1999 ; Bouaïcha et *al.*, 2019). Les neurotoxines peuvent être détectées et dosées par chromatographie en phase liquide (Lawrence & Wong, 1995), ou par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CPG-SM) (Thebault & Lesne, 1995).

I. 2. 5. Lutte contre les blooms à cyanobactéries et leurs toxines

Le traitement des eaux contaminées par des cyanobactéries toxiques doit être réalisé à travers des mesures préalables de contrôle et de gestion des efflorescences pouvant intégrer des interventions directes et/ou indirectes. L'intervention indirecte consiste en général à manipuler les paramètres qui régulent la croissance des cyanobactéries comme l'intensité lumineuse, la disponibilité des nutriments et la stabilité physique du milieu (El-Herry, 2008). L'aération par déstratification des plans d'eau constitue un moyen de lutte contre le développement des cyanobactéries (Gonay & Lafforgue, 1997). En effet, ce procédé fragilise le développement des microalgues sur quatre points :

i. Il empêche les cyanobactéries de migrer verticalement et diminue leur pouvoir de flottabilité ;
ii. Il diminue leur consommation d'azote atmosphérique à cause du faible temps de contact avec l'atmosphère ;
iii. Il agit sur les conditions optimales de croissance en rendant le pH moyen inférieur au seuil de 8,9 ;
iv. Il dilue la biomasse des cyanobactéries en les distribuant dans un grand volume d'eau d'où les cyanotoxines deviennent secondaires.

L'intervention directe correspond à des techniques qui minimisent l'accès des masses des cyanobactéries aux systèmes d'approvisionnement (El-Herry, 2008). Dans ce cadre, le

contrôle chimique par l'emploi d'algicides s'avère efficace pour détruire une efflorescence algale dans une zone récréative ou en amont d'une prise d'eau potable. Toutefois, cette méthode requière l'arrêt d'emploi de l'eau pendant les semaines qui suivent le traitement (Lam et *al.*, 1995). Par ailleurs, les cyanotoxines peuvent être exclues à travers les filières de traitement des eaux. Selon l'origine des eaux, l'unité de traitement contient les étapes suivantes :

i. Préoxydation par un agent chloré ou par l'ozone, qui selon le cas, aura pour but d'optimiser la coagulation, ou de protéger les décanteurs et les filtres contre le développement de microorganismes, ou encore d'empêcher la formation d'oxydes de fer ou de manganèse ;
ii. Clarification, incluant les procédés de coagulation-floculation, de décantation ou de flottation, de filtration rapide (dégrossissage sur biolites) ou de filtration lente sur sable ;
iii. Oxydation par le chlore ou l'ozone afin de détruire la matière organique ;
iv. Filtrage sur charbon actif afin d'adsorber la matière organique dissoute ;
v. Désinfection finale, pour l'élimination des organismes pathogènes, est souvent réalisée par des agents chlorés (le chlore gazeux, eau de javel, bioxyde de chlore), par l'ozone, par l'utilisation d'ultraviolets ou par des procédés physiques comme la filtration sur membranes.

Les traitements successifs de coagulation-floculation, avec des sels de fer (FeCl) ou d'aluminium ($Al_2(SO_4)_3$), ainsi que la sédimentation et la filtration se sont révélés inefficaces pour éliminer les toxines des cyanobactéries, aussi bien à l'échelle du laboratoire qu'à l'échelle pilote (Himberg et *al.*, 1989). La préoxydation par l'ozone ou le chlore est largement utilisée pour améliorer la coagulation et surtout pour l'élimination des algues et des cyanobactéries. Elle permet la décomposition des cyanotoxines, la lyse cellulaire et la libération des toxines (Bonnelye et *al.*, 1995). En revanche, la préchloration est légèrement plus efficace que la préozonation dans l'amélioration de la coagulation avec respectivement 97% et 94% d'élimination au niveau d'un seul équipement de traitement (Mouchet & Bonnelye, 1998). L'ozonation permet une destruction efficace des fractions intracellulaires et extracellulaires des cyanotoxines aboutissant à une élimination totale de microcystines, de la nodularine-R et de l'anatoxine-a. L'action de l'ozone sur les microcystines-LR et -LA, est très rapide : l'élimination totale d'une concentration initiale supérieure à 100 µg/L en toxines est achevée en 30 secondes à l'aide d'une concentration en ozone de 0,1 mg/L. Le potentiel

oxydant de l'ozone est plus efficace s'il est utilisé avant déstabilisation/floculation et après filtration (Bernazeau et *al.*, 1995).

L'utilisation de fortes doses en chlore pour traiter des eaux trop chargées en matière organique introduit d'autres problèmes tels que la formation de trihalométhane ou d'autres composés chlorés par réaction du chlore sur les acides aminés. Tsuji et *al.* (1997) ont montré que la décomposition des eaux d'un lac chargé en microcystine-LR (990 µg/L) par l'hypochlorite de sodium produit plusieurs composés chlorés. Parmi ces composés, on trouve la dihydroxymicrocystine.

L'élimination de la matière organique et des sous-produits d'oxydation est effectuée par le charbon actif. Il est utilisé dans la production d'eau potable, sous forme de poudre ou de grains dans les cas de pollutions chroniques. L'efficacité du charbon en poudre est bien meilleure et permet l'élimination de doses élevées en microcystines. Une utilisation combinée de préozonation et de 20 mg/L de charbon actif en poudre est capable d'éliminer 90% d'hépatotoxines. D'autres études ont mis en évidence l'adsorption sur charbon actif en grain de la nodularine-R, la cylindrospermopsine et des neurotoxines de type PSP (Chorus & Bartram, 1999).

La microfiltration et l'ultrafiltration sur membranes sont également très efficaces pour éliminer les cyanobactéries toxiques. Selon Chevalier et *al.* (1995), l'association d'un traitement sur flottation, en périodes d'efflorescences algales à une ultrafiltration sur membrane est très efficace dans le traitement des eaux de surface. D'autres études ont montré que la lumière ultraviolette (UV) décompose rapidement les microcystines (Tsuji et *al.*, 1995 ; Robertson et *al.*, 1997). De fortes concentrations de microcystine-LR (50-200 mg/L) sont rapidement détruites par l'irradiation UV, aux environs du maximum d'absorption des toxines, en présence de catalyseur semi-conducteur au dioxyde de titane (Robertson et *al.*, 1997). L'efficacité d'une décomposition de la microcystine-LR par une oxydation de Fenton pourrait être similaire à une décomposition par une oxydation photocatalytique (Gajdek et *al.*, 2001).

L'élimination complète de microcystines et de nodularines peut aussi se réaliser sous l'action de bactéries d'une façon naturelle (Jones et *al.*, 1994a,b ; Zerrifi et *al.*, 2020a) ou lors de la filtration de la matrice sol (charbon organique et argile)/eau (Miller & Fallowfield, 2001 ; Zerrifi et *al.*, 2020b).

I. 3. LES CYANOBACTERIES ET LEURS TOXINES EN AFRIQUE

Les proliférations cyanobactériennes sont un sujet de préoccupation en Afrique. Les régions les plus pauvres en eau, Afrique du Nord et Australe, ont de nombreux rapports sur les proliférations de cyanobactéries par rapport aux régions avec des précipitations plus élevées, Afrique Centrale et Occidentale (Ndlela et *al*., 2016). En combinant les effets du changement climatique, la rareté des précipitations et les sécheresses connues sur le continent ainsi que l'impact des charges d'éléments nutritifs provenant des déchets non traités, l'Afrique est particulièrement vulnérable à l'eutrophisation, en particulier aux proliférations de cyanobactéries.

I. 3. 1. Occurrence, diversité et toxicité des cyanobactéries en Afrique

Différents types de plans d'eau en Afrique ont été décrits comme contaminés par les cyanobactéries et/ou leurs toxines depuis les grands lacs, comme le lac Victoria, aux petits lacs naturels peu profonds d'origine volcanique (lacs Sonachi et Simbi, Kenya, réserve ornithologique), et des lacs artificiels comme le lac de barrage de Lalla Takarkoust au Maroc ou le lac Zeekoevlei (Afrique du Sud) peu profond, hypereutrophe et très anthropisé (Sotton, 2012). La description des événements rapportés indique que presque toutes les efflorescences cyanobactériennes étaient toxiques ou causées par des souches productrices de toxines. Le genre dominant dans l'ensemble de ces efflorescences était *Microcystis*, avec des occurrences dans les diverses sources d'eaux salines et douces (Ndlela et *al*., 2016).

En Afrique du Nord, les proliférations du genre *Microcystis* et la présence des microcystines ont été enregistrées au Maroc (lac Lalla Takerkoust, MCs > 4 mg/ kg p.c. : Oudra et *al*., 2001 ; Oued Mellah, DL_{50} : 518 et 1924 mg/kg p.s : Sabour et *al*., 2002), en Algérie (lac de Oubeira : Bouaïcha & Nasri, 2004 et Nasri et *al*., 2004 [MC-LR : 29,163 µg/L] ; barrage de Cheffia : Nasri et *al*., 2007), en Tunisie (barrage de Lebna : El Herry et *al*., 2008a,b ; 2009), en Egypte (Nil : Mohamed, 2001) et au Soudan (lac Nasser : El-Otity et *al*., 2003). De plus, d'autres proliférations avec une toxicité élevée ont encore été signalées au Maroc causées par l'espèce hépatotoxique *Nostoc muscorum* (eaux de l'Oukaïmeden : Oudra et *al*., 2009) et par les genres *Synechococcus* et *Synechocystis* (Ndlela et *al*., 2016) et en Egypte, engendrée par le genre *Oscillatoria* (canaux d'irrigation : Mohamed, 2002 ; Nil et Port-Saïd : Gomaa et *al*., 2014) et par les espèces hépatotoxique et neurotoxiques *Cylindrospermopsis raciborskii* et

Raphidiopsis mediterranea, respectivement (El-Dowyrat, Nil : Mohamed et *al*., 2006 ; Mohamed, 2007).

En Afrique de l'Ouest, les proliférations cyanobactériennes et leurs toxines ont également été présentes au Sénégal dans le lac Guiers avec la dominance de l'espèce *Cylindrospermopsis raciborskii* (Berger et *al*., 2006) et des genres *Cylindrospermopsis* et *Lyngbya* (Quiblier et *al*., 2008), au Burkina Faso dans 19 lacs et réservoirs avec la présence de 5 genres potentiellement toxiques (Cecchi et *al*., 2009) dominés par *Microcystis* et *Oscillatoria* (Boelee et *al*., 2009), au Ghana dans les réservoirs de Weija et Kpong (MC-RR : 3,21 µg/L ; Addico et *al*., 2006) et au Nigéria (rivière du Nigéria et les eaux de Kuramo, avec la dominance de *Microcystis* : Okogwu & Ugwumba, 2008 ; ruisseau Samaru : Tisseer et *al*., 2008 ; lagune de Lekki, avec la abondance d'*Oscillatoria* : Abosede & Ikegwu, 2010 ; étangs d'aquaculture du nord du Nigéria avec des MCs atteignant 5,8 µg/L : Chia et *al*., 2009 ; fleuves du delta du Niger passant par le Nigéria, avec la dominance de *Dolichospermum* et *Microcystis* : Akin-Oriola et *al*., 2006 ; réservoir Lamingo, avec dominance de *Microcystis* et *Nostoc* : Ajuzie, 2012 ; lors de production de biocarburants par algues vertes *Chlorella* spp. et des cyanobactéries : Jegede, 2012).

En Afrique Australe, les proliférations cyanobactériennes et la présence de cyanotoxines ont été rapportées notamment en Angola (baies de Luanda et Mussulo : Vale et *al*., 2009), au Botswana (bassins des stations d'épuration de Gaborone, avec la dominance de *Microcystis* et la présence de microcystines : Lusweti et *al*., 2010 ; rivière Gaborone : Kirumba et *al*., 2014), au Lesotho (3 barrages avec la présence des genres *Microcystis* et *Oscillatoria*, et des niveaux de cyanotoxines de 1 µg/L : Mohale, 2011). Au Mozambique (3 zones lacustres différentes, avec la dominance de *Microcystis* et des variants MC-LR, -RR et -YR : Pedro et *al*., 2011), en Namibie (intoxications : Gunnarson & Sanseovic, 2001 ; zone d'Etosha, avec la présence de l'espèce des *Oscillatoriales*, *Phormidium etoshii* : Dadheech et *al*., 2013), en Afrique du Sud dans le barrage de Hartebeespoort avec la dominance des espèces *Microcystis aeruginosa* (Oberholster et *al*., 2004), *Nostoc* spp. et *Oscillatoria* spp. (Ballot et *al*., 2014), et au Nord et au Sud du pays, avec la dominance des espèces toxiques *Microcystis aeruginosa*, *Dolichospermum* sp., *Oscillatoria* spp. et *Cylindrospermopsis raciborskii* (Janse van Vuuren & Kriel, 2008) ; au lac Krugersdrift, avec des niveaux de MCs atteignant 43 µg/L (Oberholster et *al*., 2009b) ; au barrage Nhlangezwane, avec des niveaux de MCs dépassant 20.000 µg/L (Oberholster et *al*., 2009c) et au Zimbabwe dans le lac Chivero avec la dominance des espèces toxiques *Microcystis* spp. et *Dolichospermum* sp. (Mhlanga et *al*.,

2006 ; Tendaupenyu, 2012) et un niveau moyen de microcystines de 19,86 µg/L (Ndebele et Magadza, 2006).

En Afrique Orientale ou de l'Est, l'occurrence et la toxicité des proliférations cyanobactériennes ont été rarement signalées (Haande et *al*., 2007). Néanmoins, elles ont été enregistrées en Éthiopie (lac Tana avec la présence de *Microcystis aeruginosa* et des niveaux de MCs de 2,65 µg/L : Mankiewicz-Boczek et *al*., 2014 ; 7 lacs de la vallée du Rift avec la présence de souches productrices de microcystines : Willén et *al*., 2011), au Kenya (lacs Sonachi et Simbi avec la présence d'*Arthrospira* et d'*Anabaenopsis* et des niveaux de microcystines de 12 et 39 µg/g, respectivement : Ballot et *al*., 2005 ; lac Nakuru avec la présence des souches de *Microcystis* : Kotut et *al*., 2010 ; golfe de Nyanza du lac Victoria avec la dominance des espèces *Microcystis* et *Dolichospermum* sp. : Sitoki et *al*., 2012), au Malawi (lac Malawi avec la présence de *Dolichospermum* sp. (Gondwe et *al*., 2008) et en Ouganda dans le lac Victoria avec la dominance de *Dolichospermum* et *Microcystis* spp. (Kayombo & Jorgensen, 2006 ; Haande et *al*., 2011) et dans les lacs Mburo et Kachera avec la dominance de *Microcystis* sp. et *Dolichospermum* sp. (Havens, 2008).

En Afrique Centrale, les proliférations cyanobactériennes ont été déclarées le long des côtes du Cameroun et de la Guinée, mais aucune toxicité n'avait été enregistrée (Oben et *al*., 2006 ; Mowe et *al*., 2015). Dans les îles de l'Océan Indien Occidental, on note la présence de *Geitlerinema* sp. dans les eaux malgaches (Andrianasolo et *al*., 2007) et quelques occurrences saisonnières irrégulières de proliférations de cyanobactéries sans toxicité à l'île de Maurice et à Madagascar (Uz, 2007).

I. 3. 2. Distribution globale des cyanobactéries toxiques en Afrique

Les travaux de recherche effectués sur les cyanobactéries dans les diverses sources d'eau du continent africain, ont indiqué que *Microcystis* était le genre le plus fréquent sur tout le continent, et que les espèces du genre *Dolichospermum* étaient les plus communément dominantes dans les efflorescences cyanobactériennes signalées dans les parties Sud et Est du continent (Ndlela et *al*., 2016). Les espèces du genre *Dolichospermum* qui sont fixatrices d'azote étaient affectées par l'effet conjugué des apports assez importants du phosphore dans les eaux et les températures élevées comme dans le lac Sonachi, le lac Simbi et dans Theewaterskloof en Afrique du Sud (Ndlela et *al*., 2016). Cependant les espèces du genre *Cylindrospermopsis* était les espèces les plus répandues dans les régions les plus chaudes et

les plus sèches, bien qu'elles aient atteint leurs pics pendant la saison des pluies au Nigeria, ainsi qu'en hiver et en automne au Sénégal et elles se développent dans des conditions chaudes et plus sèches en Tunisie et en Égypte (Ndlela et *al*., 2016). Le genre *Oscillatoria* a été observé pratiquement dans diverses parties du continent en tant qu'espèce dominante et à côtés d'autres genres ; il se produisait pendant les mois d'hiver dans deux sources d'eau en Égypte (Ndlela et *al*., 2016). Les genres *Nostoc* et *Lyngbya* étaient rarement signalés ; ils ont été signalés une seule fois dans des proliférations toxiques : *Nostoc* au Nigeria et au Maroc et *Lyngbya* au Sénégal (Ndlela et *al*., 2016).

I. 4. RISQUES SANITAIRES ET ECOLOGIQUES LIES AUX CYANOTOXINES

II. 4. 1. Risques pour la santé humaine

Plusieurs intoxications liées à l'utilisation des eaux provenant de différents plans d'eau, dans lesquels des cyanobactéries étaient accumulées, ont été identifiées chez les humains dans le monde. Les cyanotoxines, libérées lors des blooms cyanobactériens, infectent aussi bien les eaux utilisées à des fins récréatives que dans les réservoirs d'eau potable. Par conséquent, l'Homme est fortement exposé à ces cyanotoxines. D'après Hernandez *et al*. (2000), le degré d'intoxication dépend de l'état de santé de la personne, de son sexe et de son âge, les enfants étant les plus sensibles. Les intoxications engendrées par les hépatotoxines cyanobactériennes sont plus fréquentes que celles induites par les neurotoxines (Hitzfeld et *al*., 2000). L'exposition à la nodularine-R ou à des microcystines peut induire des signes d'intoxication humaine similaires et peut mener, à de fortes doses de ces toxines, aux dommages sévères du foie et donc au coma et à la mort (Carmichael, 1997). Hernandez *et al*. (2000) ont aussi montré que la nodularine-R et les microcystines ciblent l'adhésion des leucocytes et portent atteinte aux réactions immunitaires chez l'Homme. Toutefois, on note que les hépatotoxines de type microcystines sont les plus impliquées dans les intoxications humaines. Ci-dessous, on rapporte, des cas d'intoxications induites par différentes expositions aux hépatotoxines cyanobactériennes.

Les réactions allergiques chez les humains sont assez fréquentes suite au contact avec des eaux de baignades contaminées par les cyanobactéries. Des irritations des yeux et de la peau, des fièvres, des dermatoses, des troubles gastrointestinaux et hépatiques, des problèmes respiratoires (asthme, rhume des foins), des signes de pneumonie, des symptômes de grippe,

des maux de gorge se sont déclarés à la suite d'un contact avec certaines espèces des genres *Dolichospermum (Anabaena*), *Aphanizomenon*, *Gloeotrichia*, *Oscillatoria*, *Nodularia*, ou *Microcystis* (Carmichael & Falconer, 1993 ; Pilotto et *al*., 1997). Pilotto et *al*. (1997) ont rapporté que la sensibilité des individus aux réactions allergiques induite par des faibles densités en cyanobactéries dans le milieu, dépasse largement celle attribuée au contenu en toxines de ces microorganismes. Les mêmes auteurs, ont indiqué que tous les signes allergiques observés pourraient être attribués aussi bien aux neurotoxines qu'aux hépatotoxines cyanobactériennes. Turner et *al*. (1990) ont rapporté des intoxications chez des soldats après contact avec des eaux contaminées par des microcystines découlant d'une efflorescence de *Microcystis aeruginosa* dans le lac Rudyard en Angleterre. Les symptômes examinés chez ces soldats étaient une toux sèche, des céphalées, des vomissements, des maux d'estomac et des diarrhées. Falconer (1999) a aussi signalé des cas d'irritation suite à une douche avec une eau mal traitée contenant des microcystines.

Le premier cas d'intoxication humaine aiguë par ingestion liée aux cyanobactéries a été cité par Tisdale (1931). Bourke et *al*. (1983) ont rapporté qu'un important bloom hépatotoxique de *Microcystis* sp., qui se trouvait dans les rivières Potomac et Ohio (USA), a provoqué des gastro-entérites chez des milliers de personnes ayant consommé les eaux de ces rivières. En Australie, une épidémie d'entérite et d'hépatite provoquée par un bloom de cyanobactéries toxiques dans le réseau d'approvisionnement en eau de la digue de Salomon a été signalée à Palm Island en 1983. Une semaine après le traitement du bloom par du sulfate de cuivre, 148 personnes dont 20 adultes et 138 enfants ayant bu cette eau ont été gravement malades. Les symptômes étaient des vomissements, des céphalées, des douleurs abdominales, des pertes de glucose, de protéines et de sang dans les urines, des constipations suivies de diarrhées sanglantes profuses, des lésions intestinales et rénales, des hépatites et des déséquilibres électrolytiques sévères (Bourke et *al*., 1983). Les espèces de cyanobactéries incriminées dans ces intoxications ont été la souche très toxique *Cylindrospermopsis raciborskii* connue pour la production de la cylindrospermopsine et la souche non toxique *Anabaena circinalis* (Hawkins et *al*., 1985 ; Falconer, 1991). Au cours de la même année, des atteintes hépatiques caractérisées par un accroissement de l'activité de certaines enzymes hépatiques ont été encore examinées chez les habitants de la petite ville d'Armidale (Australie) dont l'eau de boisson découlait d'un réservoir contenant un bloom de *Microcystis aeruginosa*. L'analyse des échantillons du sang des personnes intoxiquées, a montré des pics de la γ-glutamyl transférase (Falconer et *al*., 1983).

Au Brésil, Teixera et *al*. (1993) ont rapporté des intoxications humaines plus graves qui ont conduit à la mort de 88 malades dominés par des enfants. Ces cas mortels ont été signalés en 1993, lorsqu'une efflorescence massive de *Microcystis* sp. et d'*Anabaena* sp. dans un barrage à Itaparica a provoqué l'intoxication de 2000 personnes avec des signes de gastroentérites aiguës. Une autre intoxication mortelle a eu lieu en 1996 au Brésil, et a provoqué la mort de plus de 60 individus dans le centre d'hémodialyse de Caruaru. L'intoxication était attribuée au développement massif de *Dolichospermum* (*Anabaena*), *Microcystis* et d'*Anabaenopsis* dans un réservoir d'eau utilisé par le centre (Jochimsen et *al*., 1998 ; Pouria et *al*., 1998 ; Azevedo et *al*., 2002).

L'analyse d'échantillons provenant du sérum, des tissus du foie des victimes contaminées et du système de traitement d'eau du centre a permis la reconnaissance de deux hépatotoxines cyanobactériennes : la cylindrospermopsine, existait uniquement dans le système de traitement d'eau quant aux microcystines, elles se trouvaient dans tous les échantillons testés (Azevedo et *al*., 2002). Les individus morts présentaient en effet des hémorragies hépatiques (Jochimsen et *al*., 1998 ; Pouria et *al*., 1998), ainsi que des lésions hépatiques, illustrées par des augmentations d'enzymes aspartate et alanine aminotransférases. De plus, l'examen histopathologique a indiqué des évolutions hépatiques avec altération des plaques cellulaires, apoptose, cholestase, nécrose, vacuolisation cytoplasmique, présence d'hépatocytes multinuclées et infiltration leucocytaire (Pourria et *al*., 1998).

Trois congénères de microcystines ont été reconnues dans les échantillons de foie, en particulier les microcystines-AR, -LR, -YR (Azevedo et *al*., 2002). Des analyses de toxines ont prouvé la présence de la microcystine-LR dans les tissus de foie (0,6 mg/kg) et le sang (de 1 à 10 ng/mL). La teneur en microcystines était de 19,5 µg/L dans l'eau lors d'approvisionnement du centre de dialyse en 1996 à Caruaru (Carmichael et *al*., 2001). Par conséquent, la consommation par voie orale n'est pas la seule voie d'exposition aux hépatotoxines de cyanobactéries chez l'Homme. Des mortalités humaines dues à une exposition intraveineuse à ces toxines ont été observées lors du syndrome d'intoxication de Caruaru (Jochimsen et *al*., 1998 ; Carmichael et *al*., 2001 ; Azevedo et *al*., 2002). L'accident du Brésil et des cas semblables au Portugal ont fait ainsi apparaître ce thème comme un des axes prioritaires dans les programmes de protection des réservoirs d'eau.

Probablement les intoxications chroniques induites par la consommation répétée de faibles quantités de toxines sont plus fréquentes chez les humains que les intoxications aiguës. Les cyanotoxines de type microcystines telles que nodularines et microcystines sont de puissant

promoteurs tumoraux. Elles ont une capacité promotrice semblable à celle du TPA (12-O-tétradécanoyl-phorbol-13-acétate), mais avec un mode d'action différent. Elles sont repérées dans un nouveau groupe de promoteurs de type acide okadaïque n'activant pas la protéine kinase C, mais inhibant les sérine/thréonine phosphatases de type 1, 2A et 3 chez les eucaryotes (Fujiki & Suganuma, 1999).

Le pouvoir promoteur de tumeurs de ces cyanotoxines a été principalement mis en évidence au niveau du foie. L'essai biologique de cancérogenèse chez le rat (au 2/3 hépatectomisé), a montré que l'administration i.p. de la microcystine-LR (10 µg/kg) 2 fois/semaine après initiation avec de la diéthylnitrosamine (DEN) à 200 mg/kg provoque une promotion tumorale au niveau du foie (Nishiwaki-Matsushima et *al.*, 1992). Ainsi, la promotion tumorale hépatique a été montrée chez des rats non-hépatectomisés initiés avec la DEN ayant reçu de la nodularine-R (25 µg/kg par voie i.p.) 2 fois/semaine pendant 22 semaines (Song et *al.*, 1999). Dans ce cadre, l'étude comparative du pouvoir promoteur tumoral entre la nodularine-R et la microcystine-LR, un test de cancérogenèse hépatique (sans hépatectomie partielle) chez des rats initiés avec du DEN, a montré que la microcystine-LR est un promoteur tumoral moins puissant que la nodularine-R (Ohta et *al.*, 1994).

Les conséquences toxiques de ces toxines observées au niveau des reins, des intestins et cutané, ont conduit a envisagé la possibilité d'une activité cancérigène pour d'autres organes (Bouaïcha, 2006). Falconner (1991) a rapporté un accroissement du poids (7 fois) et du nombre (1,6 fois) des ulcères cutanés et des tumeurs sur la peau des souris initiées au badigeonnage avec du 7-, 12-diméthylbenzoanthracène (DMBA) et ayant reçus pendant 52 jours dans l'eau de boisson un extrait de *Microcystis* sp. contenant des microcystines, par rapport aux animaux témoins buvant que de l'eau du robinet. Suganuma et *al.* (1988) ont rapporté des résultats semblables enregistrés avec l'acide okadaïque. Les microcystines peuvent avoir des conséquences sur des cellules de la peau et y engendrer des tumeurs, bien qu'elles soient supposées avoir une spécificité sur le foie. Toutefois, le dispositif d'action des microcystines n'est pas encore élucidé compte tenu de la difficulté de ces toxines à pénétrer dans les cellules de l'épiderme (Matsushima et *al.*, 1990).

Les microcystines se sont révélées avoir encore une action promotrice de tumeur au niveau du système gastro-intestinal (Humpage et *al.*, 2000). La taille des cellules aberrantes, qui sont dénonciatrices du développement du cancer du côlon, a été significativement accrue dans le côlon de souris préalablement initiées avec de l'azoxyméthane et ayant reçus des extraits

d'algues contenant des microcystines (dose quotidienne de 382 et 693 µg/kg) dans l'eau potable (Humpage et *al.*, 2000). Toutefois on note que les microcystines ne semblent pas avoir une activité promotrice de tumeur lympoïde ou d'adénocarcinome duodénal chez des souris initiées par voie orale de la N-méthyl-N-nitrosourée (MNU) (Falconner & Humpage, 1996). La seule étude, qui a été réalisée sur des souris albinos Swiss mâles pour évaluer le potentiel cancérigène de la cylindrospermopsine, a montré bien le potentiel cancérigène de cette toxine (Falconner & Humpage, 2001).

En Afrique, des intoxications humaines associées à des proliférations cyanobactériennes et aux microcystines ont été décrites en Namibie sous forme de diarrhée (Gunnarson & Sanseovic, 2001) et au Botswana sous forme de maladies potentielles observées en aval des étangs alimentant l'une des sources fluviales les plus importantes du sud-est du Botswana (Lusweti et *al*., 2010).

I. 4. 2. Risques pour la santé animale

L'intoxication des animaux par l'eau contaminée avec des cyanobactéries toxiques a fait l'objet de plusieurs études dans le monde. Briand et *al.* (2003) ont montré l'implication des cyanotoxines dans des mortalités d'animaux aquatiques (crustacés, poissons...) ainsi que d'autres animaux consommant de l'eau contenant des cyanotoxines (canards, bovins…). Au niveau des invertébrés, les microcystines peuvent affecter la croissance et la fécondité des consommateurs directs des cyanobactéries (organismes filtreurs zooplanctoniques), de ciliés et de flagellés (Christoffersen, 1996), mais également de mollusques (Lance et *al.*, 2007, 2008). Aussi, les microcystines s'accumuleraient dans les tissus de poissons (Xie et *al.*, 2005) et d'invertébrés (Sipiä et *al*., 2001 ; Xie et *al*., 2007), ce qui pourrait engendrer leur transfert dans les réseaux trophiques (Smith & Haney, 2006 ; Zhang et *al*., 2009).

Dans le Sud de l'Australie, Francis (1878) a impliqué les cyanobactéries dans le décès d'animaux d'élevages (moutons, chevaux et porcs) qui avaient consommé de l'eau contenant une efflorescence hépatotoxique de *Nodularia spumigena* dans le lac Alexandrina à Milang. Ces intoxications reportées par cet auteur sont dues probablement à la nodularine-R. Chez les ovins et surtout les bovins, un nombre important de cas d'empoisonnement a été rapporté par Hayman (1992). Les cyanotoxines peuvent causer des signes de morbidité ou entraîner la mort d'oiseaux, de poissons ou de mammifères qui ingèrent un volume suffisant de toxines extracellulaires ou cellules toxiques (Codd et *al*., 1992 ; Carmichael, 1994 ; Kuiper-Goodman

et *al*., 1999). En 1992, Carmichael, a rapporté la mortalité d'animaux suite à une consommation de l'eau contenant de grands nombres de cellules cyanobactériennes (>106/mL). Les animaux inaptes à sélectionner leur nourriture comme les poissons et les oiseaux sont immédiatement affectés à la fois par les neurotoxines et les hépatotoxines (Kaebernick & Neilan, 2001).

L'ingestion est la principale voie d'exposition des animaux aux cyanotoxines. La nodularine-R et la microcystine-LR sont expédiées par le système de transport biliaire dans le foie principalement, mais aussi vers l'intestin et les reins (Eriksson et *al*., 1990 ; Runnegar et *al*., 1995). D'autres études, Henriksen et *al.* (1997) ont rapporté une intoxication des oiseaux aquatiques, dans un lac situé au Danemark, suite à une forte croissance de l'espèce *Anabaena lemmermannii* amplifiant ainsi une neurotoxitose. Krienitz et *al.* (2003) ont enregistré une mortalité de flamants roses au lac Bogoria (Kenya) suite à une exposition à des neurotoxines et des hépatotoxines de type microcystines. Sitoki et *al*. (2012) ont également rapporté une mortalité massive de poissons dans le golfe de Nyanza du lac Victoria, qui borde le Kenya suite à l'exposition à des proliférations cyanobactériennes dominées par des espèces productrices de microcystines, *Microcystis* spp. et *Anabaena* sp.. Nasri *et al.* (2008) ont rapporté la mortalité de deux espèces de tortues *Mauremys leprosa* et *Emys orbicularis* dans le lac Oubeira (Algérie) suite à un bloom de *Microcystis* sp., avec la détection de concentrations en microcystines plus importantes au niveau du foie (87 à 98 % du total de microcystines détectés dans la chaire et les viscères). En Afrique du Sud, Oberholster et *al.* (2009b, 2009c) ont rapporté respectivement une mortalité de poissons coïncidant à des niveaux de microcystines atteignant 43 µg/L dans le lac Krugersdrift et une mortalité d'animaux sauvages correspondant à des concentrations de microcystines dépassant 20.000 µg/L dans le barrage Nhlangezwane du parc national Kruger.

I. 4. 3. Risques pour les végétaux

De manière générale, les cyanotoxines pourraient avoir un effet allélopathique sur d'autres organismes phytoplanctoniques (Singh et *al*., 2001) et sur des macrophytes (Mitrovic et *al*., 2005). Certaines études ont mis le point sur les effets des cyanotoxines sur différentes plantes. Certaines de ces cyanotoxines comme les microcystines pourraient être responsables d'une réduction de la diversité spécifique du phytoplancton (Sedmak & Kosi, 1998). Ces toxines peuvent aussi engendrer des modifications morphologiques et physiologiques chez certains

organismes phytoplanctoniques, traduisant un état de stress (Ou et *al.*, 2005 ; Sedmak & Elersek, 2005). En effet, les microcystines sont connues pour leurs nombreux effets sur les mécanismes de développement cellulaire des plantes et leur présence dans l'eau destinée à l'irrigation peut avoir un impact considérable sur la croissance et le développement des plantes. Certains auteurs, Mc Elhiney et *al*. (2001), ont montré que les hépatotoxines de type microcystine inhibent la croissance et le contenu chlorophyllien des cultures cellulaires de *Solanacée tuberosom*. Par ailleurs, trois variants de microcystine, MC-LR, MC-RR et la MC-LF, inhibent aussi la croissance des jeunes plants de *Synabsis alba* mais à des concentrations différentes (Mc Elhiney et *al.*, 2001). D'autre part, la MC-LR semble n'avoir aucun effet sur la croissance de *Phaseolus vulgaris* jusqu'à 18 jours d'exposition ; en revanche une décroissance de 30% du développement des racines par rapport aux plantes témoins a été observée (Mc Elhiney et *al.*, 2001).

D'autres travaux menés par Pflugmacher et *al*. (2001), sur le macrophyte aquatique *Phragmites australis*, ont montré que cette plante assimile et accumule la MC-LR avec beaucoup de facilité et la distribue aux différentes parties de la plante, essentiellement le rhizome, la tige et les feuilles. Cependant, la plus forte concentration se trouve dans la tige suivie du rhizome. D'autres auteurs, Tsavkelova et *al*. (2003a), ont isolé des cyanobactéries du « rhizoplane » et du « velamen » des racines aériennes des orchidées épiphytiques *Acampe papillosa*, *Phaleonopsis amabilis* et *Dendrobium moschatum* et des racines souterraines d'*Acampe papillosa* et *Dendrobium moschatum*. Les espèces de cyanobactéries isolées à partir de ces orchidées appartiennent essentiellement aux genres *Nostoc*, *Dolichospermum* (*Anabaena*), *Calothrix*, *Oscillatoria*, *Lyngbya*, *Phormidium* et *Plectonema* (Tsavkelova, 2003b). Chen *et al*. (2004) ont constaté l'arrêt de croissance et de développement du riz (*Orysa savita*) et de jeunes plants de colza (*Brassica napus*) alimentées par l'eau du lac Dianchi au Sud-Ouest de Chine, contaminé par une forte concentration en microcystines (3 µg/mL d'équivalent microcystine-LR). Saqrane et *al.* (2007) ont montré l'effet d'inhibition de la croissance d'une plante *Lemma gibba* suite à une exposition chronique à un mélange de microcystine-RR et de microcystine-WR. L'action inhibitrice des microcystines sur la croissance du genre *Lemma* a été aussi démontrée par d'autres travaux (Weiss & Liebert, 1998 ; Weiss et *al.*, 2000 ; Mitrovic et *al.*, 2004 ; Le-Blanc et *al.*, 2005 ; Jang et *al.*, 2007). Yamasaki (1993) a montré l'effet négatif des microcystines sur la croissance de macrophyte *Phragmites australis* dans son environnement naturel. Weiss & Liebert (1998) ont exposé *Lemma minor* à la microcystine-RR pendant 6 jours et ont trouvé que l'action inhibitrice de la

croissance se manifeste à une dose supérieure à 3 mg/L. Le-Blanc et *al.* (2005) ont rapporté que la croissance de l'espèce *Lemma gibba* a été significativement affectée par l'exposition à un échantillon de *Microcystis* sp., contenant deux congénères de microcystines : MC-RR et MC-WR.

Wiegand et *al.* (2002) ont montré que la photosynthèse de *Vallisneria dubyana* est inhibée par la microcystine-LR. Barbica et *al.* (2006) ont rapporté les changements métaboliques et morphologiques que peuvent subir les végétaux exposés à des concentrations significatives en microcystines. Saqrane et *al.* (2007) ont montré l'accumulation de la MC-RR dans *Lemma gibba.* Yin et *al.* (2005) ont rapporté la présence de MC-RR dans les feuilles et les racines de *Vallisneria natans* suite à une exposition de 10 mg/L pendant 16 jours. La plante *Vallisneria natans* a accumulé 0,3 µg MC-RR/g au niveau des feuilles et 14,8 µg MC-RR/g au niveau des racines. Une exposition de 5 jours à une concentration de 10 mg/L de microcystine- LR, *Lemma minor* a accumulé environ 0,11 µg/g et *Chladophora fracta* 0,04 µg/g (Mitrovic et *al.*, 2004).

I. 4. 4. Risques pour les écosystèmes aquatiques

Du point de vue environnemental, les blooms cyanobactériens ont des effets négatifs à différents niveaux (**Tableau 4**). En effet, les proliférations cyanobactériennes perturbent le fonctionnement des milieux aquatiques (AFSSET, 2006). N'étant peu ou pas consommées par le zooplancton, elles paraissent comme un danger trophique menant à un déséquilibre des réseaux trophiques. Ces proliférations diminuent la diversité des milieux et provoquent ainsi la mort d'autres organismes. De plus, la formation de blooms diminue la transparence de l'eau, empêche ainsi la croissance des autres producteurs primaires (macrophytes, phytoplancton algues benthiques, épiphyton). La forte activité photosynthétique au niveau des blooms est souvent accompagnée d'une augmentation du pH et d'une consommation excessive de l'oxygène dissous qui peuvent entraîner la mort de certains poissons, de même qu'une hypoxie voire anoxie (manque d'oxygène), qui se produit lors de la dégradation bactérienne des fortes biomasses générées en fin de nuit ou en fin de prolifération (Abrantes et *al.*, 2006).

Les cyanotoxines perturbent le développement embryonnaire des alevins de poissons (Oberemm et *al.*, 1999), et engendrent aussi des troubles physiologiques spécialement cardiaques chez certains poissons (Best et *al.*, 2001). Les blooms toxiques ont été impliqués

dans quelques cas de mortalités de poissons (Zimba et *al.*, 2001). En 1992, une mortalité de 2000 truites brunes a été observée dans des rivières et des lacs en Scotland, suite à la présence de toxines de *Anabaena flos-aquae* (Codd et *al.*, 2005). De plus, des atteintes hépatiques caractérisées par des dégénérescences cellulaires et des nécroses avec désintégration et condensation des noyaux, et des détériorations sévères de branchies ont été observées (Codd et *al.*, 2005). Humpage et *al.* (1994) ont rapporté la perte de 6 tonnes de poissons dans le lac Kezar au New Hampshire (USA), causée par une toxine inconnue mais produite par *Aphanozomenon flos-aquae*.

Dans l'Atlantique, entre l'état de Washington (USA) et les côtes de Colombie Britannique, une mortalité assez importante de saumons a été également observée (Anderson et *al.*, 1993). D'autres tests expérimentaux réalisés chez des poissons, ont montré que les signes d'intoxication par les hépatotoxines de type microcystines dépendent beaucoup de la voie d'exposition. Chez *Onchorynchus myskiss*, *Cyprinus caprio* et *Salmo trutta*, une injection i.p. de MCs entraine les mêmes signes classiques observés chez les mammifères, une hémorragie hépatique et une nécrose (Carbis et *al.*, 1996 ; Bury et *al.*, 1997).

Ainsi les auteurs Penaloza et *al.* (1990) et Anderson et *al.* (1993) ont rapporté des mortalités de poissons lors des efflorescences de cyanobactéries, qui ont été attribuées à une faible oxygénation consécutive ou un empoisonnement par les cyanotoxines, ayant pour conséquence des problèmes économiques pour l'industrie aquacole. Rodger et *al.* (1994) ont également signalé des mortalités de poissons dans le Loch Leven en Ecosse causées par *Anabaena flos-aquae* comptenant des microcystines. Certains auteurs ont rapporté que les microcystines inhibent les phosphatases des copépodes et des cladocères en baissant le taux de broutage et/ou en augmentant le taux de rejet des particules ingérées (Demott & Dhawale, 1995 ; Kumayer & Jüttner, 1999). Des essais expérimentaux ont montré que la reproduction et la croissance de daphnies sont largement affectées par des concentrations de *Synechocystis*, ce qui peut confirmer l'effet de toxicité d'une efflorescence à *Synechocystis* vis-à-vis de certaines espèces de cladocères (Arnold, 1971 ; Nizan et *al.*, 1986 ; Reinikainen et *al.*, 1999 ; Oudra et *al.*, 2000).

Tableau 4 : Effets indésirables des proliférations de cyanobactéries dans les milieux aquatiques (AFSSET, 2006)

Impacts négatifs des blooms de cyanobactéries	
Sur l'environnement	• Modification de l'aspect de la ressource (coloration inhabituelle, des irisations en surface, écumes) ; • Nuisance olfactive lors de la décomposition des fortes biomasses.
Sur les organismes du Milieu	• Diminution de la biodiversité ; • Perturbation des réseaux trophiques (impasse trophique, forte compétition avec les autres espèces phytoplanctoniques) ; • Mortalité de poissons (intoxication ou diminution de la teneur en oxygène) ; • Mortalité d'oiseaux (intoxications) ; • Intoxications d'animaux domestiques ou sauvages par abreuvement (Briand et *al.*, 2003).
Sur les usages de l'eau	• Détérioration de la qualité des eaux d'alimentation mal traitées ; • Coloration, odeur, et texture décourageant l'activité de baignade ; • Risques sanitaires si les toxines n'ont pas été bien éliminées (inhalation, ingestion, ou exposition) ; • Irritations des muqueuses et de la peau suite à la baignade ; • Dérangements du fonctionnement des procédés de traitement des eaux d'alimentation ; • Colmatage accéléré des appareillages de dialyse, si le traitement en amont est insuffisant.

D'autre part, les bouleversements induits sur les communautés phytoplanctoniques ont un effet sur le zooplancton les consommant (Lundstedt & Brett, 1991). Les macrophytes jouent un rôle assez important sur l'habitat et l'alimentation de celui-ci à travers le périphyton (Schriver et *al.*, 1995). Or, les cyanobactéries pourraient aussi empêcher la croissance des macrophytes (Chauhan et *al.*, 1992 ; Kirpenko, 1986) et dégrader l'habitat du zooplancton. Le zooplancton lui-même peut consommer des cyanobactéries toxiques, qu'il soit formé d'organismes préférablement détritivores comme les rotifères (Fulton & Paerl, 1987 ; Gulati et *al.*, 1993 ; Rothhaupt, 1991) ou les protozoaires (Cole & Wyne, 1974), ou à tendance herbivore comme certains copépodes (Kurmayer & Jüttner, 1999) et les cladocères (Demott, 1999).

Les phénomènes d'accumulation de cyanotoxines dans les organismes zooplanctoniques ont été mis en évidence par quelques études (Watanabe et *al.*, 1992). Thostrup & Christoffersen (1999) et Kotak et *al.* (1996) ont montré que le zooplancton est capable d'accumuler jusqu'à 24,5 µg de microcystines par gramme de poids sec. Cette dose, bien qu'elle ne présente pas

une teneur létale pour le poisson, pourrait être transférée au réseau trophique (Tencalla et *al.*, 1994). D'après Liras et *al.* (1998), les perturbations potentielles induites par les microcystines sur les populations zooplanctoniques pourraient engendrer un déséquilibre alimentaire pour les compartiments trophiques supérieurs et accroitre leur stress en les rendant plus sensibles aux cyanotoxines présentes dans le milieu. La bioaccumulation de plusieurs cyanotoxines dans le pancréas et le foie de certaines espèces de crustacés et de mollusques d'eau saumâtre et douce a été rapportée par plusieurs auteurs : les nodularines chez les moules d'eau saumâtre *Mytilus edulis* (Falconer, 1992), les microcystines chez un genre d'écrevisse *Pascifastacus* et une moule d'eau douce *Anadonta cygnee* (Liras et *al.*, 1998), les cylindrospermopsines chez l'espèce d'écrevisse *Chrax quadricarinatus* (Saker & Eaglesham, 1999) et les neurotoxines type PSP chez l'espèce de mollusque d'eau douce *Alathyria condola* (Negri & Jones, 1995). Ces accumulations proviennent soit à la fois d'une consommation de cyanobactéries toxiques et de l'ingestion d'eau contaminée (Saker & Eaglesham, 1999), soit de la consommation de cyanobactéries toxiques uniquement (Zurawal et *al.*, 1999). Les microcystines ne possèdent pas des conséquences toxiques sur l'ensemble des bactéries aquatiques dont certaines espèces ont la capacité de dégrader de fortes teneurs en microcystines (Heresztyn & Nicholson, 1997 ; Takenaka & Watanabe, 1997 ; Sivonen & Jones, 1999). Les cyanobactéries présentent un large spectre d'activités contre plusieurs espèces bactériennes. Quelques espèces cyanobactériennes au contraire, favorisent la croissance de bactéries pathogènes. C'est le cas de *Synechocystis* qui soutient le développement de l'espèce *Vibrio cholerae* (Mezrioui et *al.*, 1994). Cependant, aucune conséquence biocide d'extrait de la microcystine-LR purifiée ou de *Microcystis aeruginosa* n'a été observée sur certaines bactéries telles que *Escherichia coli*, *Pseudomonas hydrophila*, *Bacillus subtilis* et *Staphylococcus aureus* (Kreitlow et *al.*, 1999). D'ailleurs, une lente libération de toxines à partir de cellules de cyanobactéries pourrait stimuler des associations de certains types bactériens qui peuvent ainsi agir en tant que symbiontes (Sivonen & Jones, 1999). Les hépatotoxines libérées dans le milieu suite à la lyse cellulaire, peuvent également s'accumuler et empêcher l'activité photosynthétique chez les plantes aquatiques (Codd et *al.*, 1989).

CHAPITRE II : SITE D'ÉTUDE ET METHODES

II. 1. PRESENTATION DU SITE DE L'ÉTUDE

II. 1. 1. Barrage de Foum-Gleita

II. 1. 1. 1. Localisation du barrage de Foum-Gleita

Le barrage de Foum-Gleita est campé dans la partie méridionale de la Mauritanie à la position 16°09'27,19"N et 12°39'55,39"W (altitude 32 m). Géographiquement, il est situé dans la région du Gorgol à 120 km à l'Est de la ville de Kaédi, et à 520 km au Sud-Est de Nouakchott. Administrativement, il relève du département de M'bout et de la commune de Foum-Gleita. La région du Gorgol est délimitée à l'Ouest par le Brakna, au Nord par l'Assaba, à l'Est par le Guidimakha et au Sud par le fleuve Sénégal (**Figure 9A**). Elle couvre une superficie de 13.600 Km^2 pour une population estimée à 555.000 habitants. Le Gorgol, (**Figure 9B**), est subdivisé en 4 départements (Kaédi « capitale », Mbout, Maghama et Monguel) et 29 communes (OMVS, 2010).

II. 1. 1. 2. Description du barrage de Foum-Gleita et de son milieu

Le barrage de Foum-Gleita a été mis en œuvre en 1984. Il est de type voûte (**Figure 10A**), dont le rayon de parement est de 65 m. Le couronnement est au niveau 38 m SNN, soit à 19 m au-dessus du lit du Gorgol et a une hauteur de 43 m du plan de fondation à la crête. La section de l'arc étant trapézoïde, les épaisseurs varient linéairement de 2 m au sommet à 9 m à la côte zéro. La crête est large de 2 m sur 116,8 m. Pour la sécurité du barrage, un déversoir à 3 pertuis (ouvertures de 8 m de large chacune) a été réalisé au centre du barrage à la côte 33,8 m SNN et une vidange de fonds (conduite circulaire blindée de 2 m de diamètre) vers le côté gauche du barrage à la côte 25 m SNN. Son plan d'eau fait 160 km^2 (surface normale) et 50 km^2 (surface minimale) et a une capacité de stockage de 1 milliard de m^3 d'eau. Avec une retenue normale de 500 millions de m^3, soit 1,2 fois le débit annuel moyen de 340 millions de m^3, à la côte 33,80 SNN et 1,1 milliards de m^3 à la côte 36 m SNN. Les appuis du barrage sont constitués par les parois rocheuses assez abruptes du chaînon oriental des monts Wa-wa (**Figure 10B**), lesquelles sont constituées par des roches métamorphiques appartenant à la série de M'Boutt (SONADER, 2004).

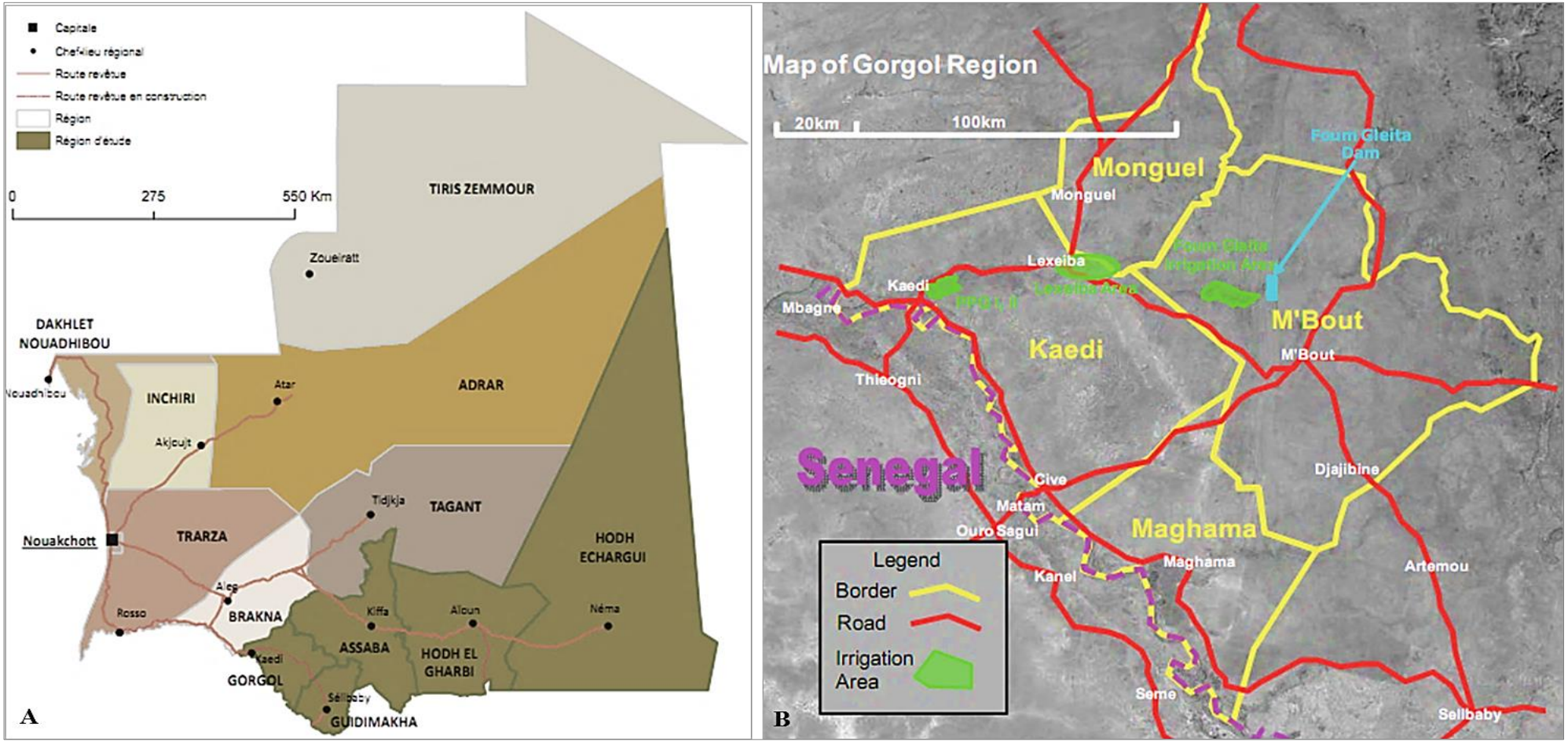

Figure 9 : Cartes de localisation du barrage de Foum-Gleita.

A : Carte administrative de la Mauritanie (Ba, 2009) ; **B :** Carte de la Wilaya du Gorgol (OMVS, 2010)

Figure 10 : Photographie du barrage de Foum-Gleita.

A : Tour de prise et déversoir du barrage ; **B :** Appuis rocheux du barrage

II. 1. 1. 3. Bassin versant du barrage de Foum-Gleita

Le barrage de Foum-Gleita est ancré sur le confluent du Gorgol Noir, en amont de sa confluence avec l'oued Gorgol Blanc et le fleuve Sénégal (Van Asten et *al.*, 2002). Le Gorgol Noir (ou El wad Lekhdhar) sur le quel est érigé le barrage est l'un des principaux affluents du fleuve Sénégal en Mauritanie. Il constitue le dernier affluent sur la rive droite du fleuve Sénégal (**Figure 11**). Son bassin versant est situé entre les latitudes 15°50' N et 17°40' N et les longitudes 11°40' W et 12°35' W, d'une superficie totale d'environ 21.000 km^2 et d'une longueur de 180 km ; il prend sa source dans le massif de l'Assaba et coule en direction Nord-Sud sur 100 km et Est-Ouest sur le reste de son parcours. Le bassin traverse des formations tendres (argileuses) mais aussi dures (rocheuses). Ses côtes sont comprises entre 380 m SNN dans l'Assaba et 24 m SNN à Foum-Gleita (SONADER, 2004). Il est alimenté par plusieurs collecteurs secondaires dont les principaux au niveau de la commune de Foum-Gleita tels que les oueds : *Mweïbratt, Oudey Lehdid, Lehsey, Agweïde* et *Ould Ali* (sur la rive droite), ainsi que les oueds : *Tintrame, Silliwé, Kowb, N'dam, Boullinguiré, Zreïguit Ehl Lehbib, Zreïguit Ehl Hacen*et *Khaw* (sur la rive gauche). Les oueds : *Mweïbratt*, *Tintrame* et *Silliwé* se jettent dans le Gorgol noir hors du périmètre irrigué. Les eaux de surface relativement importantes, en saison des pluies, se réduisent, en fin de saison sèche au Gorgol Noir et à la retenue du barrage de Foum-Gleita. Sur la rive Sud-Est de la retenue du barrage se situe le centre urbain du département de M'bout, qui abrite 77.816 habitants répartis en 15.563 ménages, et 7 autres petits villages, dispersés sur les autres rives, renfermant 10.860 habitants. D'après nos enquêtes en 2017, la retenue de ce barrage était exposée à certains risques de pollution localisés surtout en amont du barrage. Parmi lesquels on peut citer le risque lié aux apports naturels en phosphate en raison de la richesse des sols et des formations rocheuses de M'bout et du reste de la région du Gorgol par ce nutriment, où son exploitation traditionnelle était pratiquée depuis longue temps (années 70). À cela, s'ajoute l'impact de gisement du phosphate à Bofal qui se trouve au Nord-Ouest de Kaédi, aux environs de 120 km du barrage, où des vents Nord-Ouest permanents soufflent vers le barrage qui se situe au Sud-Est de ce gisement. De plus, on peut citer les risques d'origine anthropique qui sont liés à l'élevage (excréments et urines des bétails et des autres animaux domestiques comme les chevaux et les ânes) et aux détergents qui sont localisés principalement à proximité de certains de nos sites de prélèvement (S3, S2 et S1 respectivement). Il faut cependant, noter que les fertilisants utilisés en aval du barrage dans les cultures irriguées (le riz, les légumes et les cannes à sucre) ne présentent pas un risque de contamination pour les eaux de la retenue du barrage.

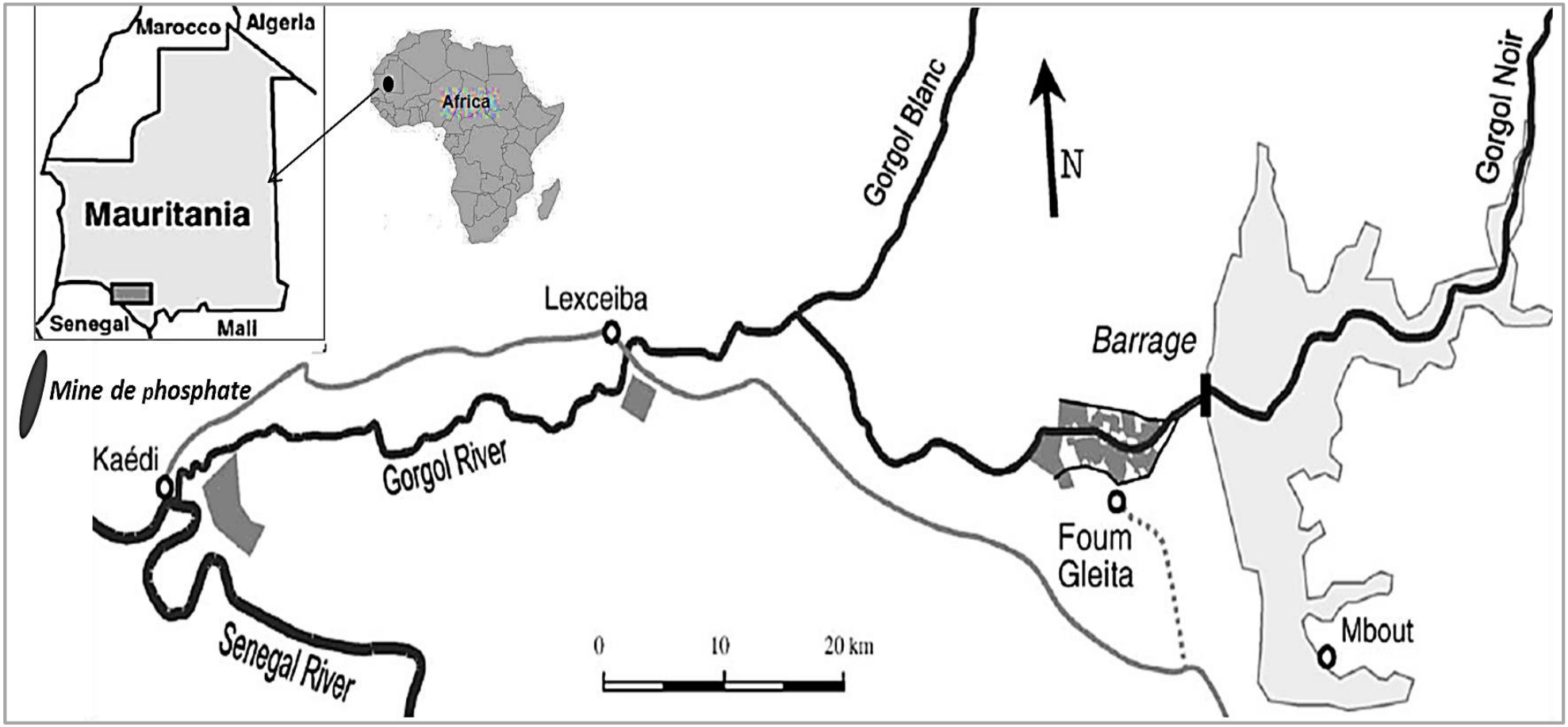

Figure 11 : Bassin versant du barrage de Foum-Gleta (Van-Asten et *al*., 2002, modifié).

II. 1. 1. 4. Reliefs et couvert végétal de la zone du barrage de Foum-Gleita

Le barrage de Foum-Gleita est délimité à L'Ouest par la série des monts Wa-wa (altitude 100-170 m) de la série de M'Bout. La série de M'Bout est géologiquement, composée de la série des monts Wa-wa et de celle du secteur central. D'après Lille (1962), la série des monts Wa-wa constituent une chaîne rectiligne et continue sur 120 km. Elle est formée de roches métamorphiques provenant d'une série sédimentaire principalement de type pélitique ayant subi un métamorphisme régional d'un degré moyen- bas. Du point de vue tectonique, dans la série des monts Wa-wa une seule phase tectonique dite phase 2 a été mise en évidence. Ayant lieu lors des premiers plissements hercyniens (il y a environ 350 millions d'années), cette phase a provoqué un déversement général de la série vers l'Est. Quant à la série du secteur central, elle est constituée de haut en bas par : porphyroïdes à phénocristaux de feldspath, tufs volcaniques, arkoses, quartzites et micaschistes. De type volcano-sédimentaire, cette série a subi un métamorphisme de type régional un peu plus élevé que celui des monts Wa-wa. Dans le secteur central, en plus de la phase précédente, une deuxième phase dite phase 1 a été mise en évidence. Cette dernière est à l'origine des plissements W-NW-E-SE qui ont affecté cette série. Il n'a pas été possible de déterminer son âge. Notons qu'il y a une continuité pétrographique entre les deux séries et que la série de M'Boutt n'est pas granitisée, mais qu'elle repose sur le socle granitique du Guidimakha par l'intermédiaire d'un conglomérat de base à galets de granite. Ces formations incohérentes sont représentées essentiellement dans la zone étudiée par les alluvions du Gorgol Noir (sable, silts, argiles) et ses affluents. Tout le long des monts Wa-wa on rencontre des sables fins monogranulaires, brun-rougeâtres, d'origine typiquement éolienne. Ils affleurent le long du bord occidental des monts Wa-wa aux pentes desquels ils s'appuient avec une morphologie semblable à celle des conoïdes de déjection. On rencontre un peu partout des plaques étendues de cailloux quartzitiques qui sont des restes probables d'anciennes alluvions terrassées.

La pédologie de la zone de Foum-Gleita est en rapport directe avec les différentes unités géomorphologiques avec un relief généralement plat. Cette zone possède tous les types de sols favorisant ainsi l'existence de toutes les cultures. Selon la terminologie pular on distingue : i) les sols du Diéri qu'occupent les versants qui dominent les vallées des oueds qui se situent à l'abri des crues. C'est dans les plaines sablonneuses et les *Chilakh* qu'on pratique les cultures sous pluies. Les principales espèces qui y sont cultivées sont : le sorgho, le niébé, les pastèques, etc. ; ii) les sols du Oualo, qui sont constituées par *les sols Falo* (terres sablo-

limoneuses du lit mineur du Gorgol Noir submergées à chaque crue), *les sols Hollaldé* (sols argileux, caractérisés par une forte capacité de rétention d'eau. Ce sont les sols des cuvettes de décantation qui sont soumis à une longue submersion par les crues), *les sols Fondé* (ces sols ont une teneur en argile variable suivant la topographie. Ils sont submersibles en cas de crues exceptionnelles), et *les sols Diacré* (sols situant à la limite *Oualo-Diéri* et constituent des bourrelets recouverts par les crues fortes). Les sols du périmètre irrigué s'étirent le long du Gorgol Noir. Ainsi, la plupart de ses sols sont des sols du *Oualo* (*Hollaldé* et *Fondé*) qu'on peut subdiviser en 4 types : i) les sols peu évolués d'apport fluviatile, qui se rencontrent surtout sur la rive droite du Gorgol Noir dans la partie Est du périmètre. Des sols épais se sont développés sur des schistes ou sur l'argile blanchâtre hydromorphe dans le lit de l'oued Gorgol Noir ; ii) les sols hydromorphes à gley, compacts et imperméables, qui sont étendus sur les alluvions des oueds du Gorgol et de Kowb, dans les parties basses de la plaine alluviale longuement inondée. Ils sont formés à partir de dépôts argileux favorisés par des conditions de sédimentation calmes associées à un engorgement temporaire d'eau. Quand ils sèchent ils présentent de très fortes fentes de retrait. Ils se rencontrent surtout dans la partie moyenne du périmètre ; iii) les vertisols se sont développés sur les mêmes alluvions que les sols hydromorphes à gley et se sont formés dans les mêmes conditions. Ils présentent de très fortes fentes de retrait dues à la présence d'argiles gonflantes. Ces sols sont localisés dans la partie avale du périmètre ; iiii) les sols isohumiques, qui proviennent de l'altération de roches métamorphiques et reposent sur des schistes à faible profondeur. Ils sont représentés par deux types de sols : *sols bruns rouges* et *sols bruns subarides*. Ils se rencontrent sur les pentes faibles des plaines qui encadrent la plaine alluviale (MDE, 2008).

La nature et la répartition du couvert végétal, à Foum-Gleita, sont dépendantes du type de sol, de la disponibilité de l'eau et du relief. On distingue quatre types de couvertures végétales différentes :

i) La végétation des monts Wa-wa, qui diffère de celle de la vallée du Gorgol Noir. En plus d'espèces communes telles que *Balanites aegyptiaca*, *Acacia senegal*, *Acacia ehrenbergiana* et *Ziziphus mauritiana*, d'autres espèces y trouvent refuges sur les pentes des crêtes rocheuses ou dans les petites vallées qui séparent ces crêtes. C'est le cas de *Grewia bicolor*, *Dalbergia melanoxylon*, *Adenium obesum*, *Commiphora africana*, *Combretum glutinosum*, *Combretum aculeatum*, *Dichrostachys cinerea*, *Sclerocarya birrea* et *Feretia opodanthera*. Ces formations rocheuses supportent une végétation herbacée formée essentiellement de graminées annuelles. Aux pieds des monts on trouve des sols sableux couverts d'une

végétation dominée par *Leptadenia pyrotechnica*. Parmi les espèces qui lui sont associées : *Acacia senegal, Combretum glutinosum*. Le tapis graminéen est dominé par *Cenchrus biflorus* et accessoirement par *Aristida funiculata, Heliotropium bacciferum* et *Tribulus terrester*.

ii) La végétation des regs et filons quartzitiques, où les principales espèces ligneuses que l'on rencontre sont : *Balanites aegyptiaca, Acacia ehrenbergiana* et *Capparis decidua*. La strate herbacée est dominée par *Aristida funiculata, Aristida adscensionis,* et *Schoenfeldia gracilis.*

iii) La végétation des chilakh, où partout on retrouve les mêmes espèces mais leurs fréquences et densités peuvent varier d'un site à un autre. *Balanites aegyptiaca et Ziziphus mauritiana* sont les espèces les plus caractéristiques de ces formations végétales. Les principales espèces associées sont : *Acacia erhenbergiana, Acacia seyal, Acacia senegal, Anogeissus leiocarpus, Combretum glutinosum, Indigofera oblongifolia, Capparis decidua, Calotropis procera, Leptadenia hastata, Leptadenia pyrotechnica, Piliostigma rufescens, Piliostigma reticulata, Grewia villosa, Dalbergia melanoxylon* et *Adansonia digitata.* Les espèces herbacées ont un cycle végétatif particulièrement court avec germination, croissance et fructification en trois mois. En fin de saison pluvieuse, elles s'assèchent, et donnent les pâturages de saison sèche. Les espèces les plus courantes sont *: Dactyloctenium aegyptium, Panicum leatum, Aristida funiculata, Cassia obtusifolia, Alysicarpus ovalyfolius* et *Merremia pentaphylla.*

iv) La végétation des oueds**,** qui est une végétation relique à dominance *Acacia nilotica* qui colonise les berges, les mares et les petites dépressions (*Hollaldé*) qui sont annuellement inondées par les crues. Ses principaux associés sont : *Mitragyna inermis, Ziziphus amphibia, Faidherbia albida* et *Crateva adansonii.* La strate herbacée est composée de : *Digita riaciliaris, Brachiana xantholeuca, Sesbnia sesban, Ipomea aquatica, Corchorus tridens* et *Bergia suffriticosa.* Suite à l'abandon des parcelles, *Indigofera oblongifolia* a proliféré sur les terrains abandonnés à l'intérieur du périmètre. En dehors du périmètre, on observe des forêts galeries dominées localement par l'une ou l'autre des espèces suivantes : *Acacia nilotica, Ziziphus mauritiana, Balanites aegyptiaca, Acacia erhenbergiana ou Acacia seyal.* Parmi les espèces qui leurs sont associées on peut citer : *Mitragyna inermis, Crataeva adansonii, Piliostigma reticulata, Piliostigma rufescens, Acacia senegal, Acacia macrostachaya, Acacia sieberiana, Faidherbia albida, Ziziphus spinachristi, Ziziphus mucronata, Anogeissus leiocarpus, Capparis decidua, Capparis tomentosa, Grewia bicolor,Tamarindus indica, Celtis integrifolia, Feretia apodanthera, Dichrostachys cinerea, Combretum glutinosum, Leptadenia hastata, Combretum micranthum, Combretum aculeatum, Grewia bicolor, Maerua angolensis, Boscia angustifolia, Cordia sinensis, Securinega viscosa, Gardenia ternifolia, Adansonia digitata, Prosopis africana et Parkinsonia aculeata.* La strate herbacée est

généralement très variée, nous pouvons identifier : *Psoralea plicata, Panicum laetum, Merremia pentaphylla, Cucumis ficilifolius, Alysicarpus ovalifolius, Cassia obtusifolia, Cucumis ficilifolius, Sesbania sesban* et *Rogeria adenophylla* (MDE, 2008).

II. 1. 1. 5. Importance environnementale du barrage de Foum-Gleita

II. 1. 1. 5. 1. Importance socioéconomique

Le barrage de Foum-Gleita est d'une importance certaine. Son aménagement a occasionné la formation d'un lac de retenue permanente, considérée comme la plus grande réserve d'eau du pays. Cette retenue permet d'irriguer un périmètre de 2.500 ha. Le barrage permet en outre de soutenir l'alimentation en eau du Gorgol en période d'étiage, pour l'exploitation de périmètres irrigués dans les zones de Lexeiba et de Kaédi. Autour de ce plan d'eau, existent plus de 33 villages rattachés à quatre communes du département de M'Bout à savoir Mbout, Foum Gleita, Lahrach et Ticobra. Ces villages totalisent environ 200.000 habitants considérés aujourd'hui comme appartenant à la frange de population la plus pauvre du pays. Ils s'approvisionnent en eau à partir de la retenue de ce barrage. Outre sa contribution à l'irrigation des terres agricoles cette retenue d'eau est utilisée par la population à des fins ménagères et récréatives (pêche et baignade). Cette ressource hydrique, disponible toute l'année, offre de réelles possibilités de développement de l'agriculture, de l'élevage, et de la pêche (SONADER, 2004 ; MDE, 2008).

II. 1. 1. 5. 1. 1. Agriculture

L'agriculture à Foum-Gleita, est de trois types : cultures sous pluies, cultures de décrue et cultures irriguées. D'abord, les cultures sous pluies sont totalement soumises aux aléas climatiques, elles représentent l'activité agricole la plus répandue dans la zone. Le potentiel pluvial cultivable à Foum-Gleita est estimé à 3.000 ha. La culture pluviale est pratiquée essentiellement tout le long des oueds et les chilakh, particulièrement : *Kowb, Ndam, Boullinguiré, Dimje, Chelkhe Zeïne, Silliwe, Ould Rami* et *Tintrame*. La principale spéculation est le sorgho (*Taghallit, Rhaya* et *Limweïdra*) auquel on associe le niébé et les pastèques. Les rendements varient considérablement d'une année à l'autre en fonction des quantités de pluies tombées, et de leur répartition au cours de la saison pluvieuse. Ils peuvent aller jusqu'à 600 kg/ha. Ces cultures ont connu une baisse des rendements due à l'irrégularité

des pluies et à la baisse de fertilité des sols. Cette activité agricole n'a pas évolué depuis des siècles. Les mêmes instruments et techniques culturales archaïque persistent. Ensuite, les cultures de décrue sont pratiquées après le retrait des eaux de crue et à ce jour sont tributaires de l'importance des crues surtout sur *les sols hollaldé*. Elles sont pratiquées sur les berges du Gorgol Noir et ses affluents. Elles ont connu une perturbation avec la baisse de la pluviométrie. Les principales cultures sont le maïs, le niébé et la courge. En fin, les cultures irriguées constituent une alternative importante et permettent aux populations de vivre sereinement les mois de soudure de la saison sèche. Sur un potentiel irrigable de 3.600 ha, dans le périmètre irrigué de Foum-Gleita, seuls 1.950 ha ont été aménagées. La culture du riz dans le périmètre irrigué était la principale activité agricole des exploitants où deux campagnes rizicoles étaient effectuées annuellement : la campagne hivernale de juin à novembre et celle de contre saison chaude de mars à juin. Les rendements moyens sont jugés faibles. Ils sont estimés à 3 tonnes/ha pour la campagne d'hivernage et 4,5 tonnes/ha pour la campagne de contre saison. Cette faiblesse de rendements s'explique par plusieurs facteurs dont l'appauvrissement des sols (alcalinisation, salinisation), la dégradation des périmètres et des canaux d'irrigation fissurés, ensablés et envahis par des herbes aquatiques (*Typha australis* et autres), etc. La principale activité maraîchère est la culture des légumes en saison froide pratiquée essentiellement par les femmes. La production est constituée par : la patate douce, l'oignon, la laitue, les choux, les carottes, la tomate, les navets, l'aubergine, la betterave, la patate, le navet, l'hibiscus, etc. Depuis quelques années la culture de patate douce est beaucoup plus pratiquée en raison de l'importance de son rendement (SONADER, 2004 ; MDE, 2008).

On note également la présence d'une nouvelle compagnie mauritanienne visant la production du sucre dans la région du Gorgol, créé en 2012, avec un complexe agro-industriel qui devrait servir à la culture et à la récolte de la production de sucre à Foum-Gleita. Cette production devrait être traitée dans une usine à Kaédi d'une capacité de 106.000 tonnes de sucre blanc, ainsi que les produits dérivés. Ce complexe agro industriel est combiné avec une grande pépinière des cannes à sucre implantée en aval du barrage de Foum-Gleita sur un périmètre de 8.000 ha.

II. 1. 1. 5. 1. 2. Élevage

L'élevage occupe la deuxième place après l'agriculture. Étant extensif, il est souvent pratiqué en association avec l'agriculture. Avec un cheptel de plus de 39.560 têtes de bovins, ovins,

caprins et camelins, avec prédominance des petits ruminants. Le cheptel bovin est constitué par le *zébu maure*, qui se caractérise par une grande taille et une ossature développée. Il y a également le *zébu peul*. Ce dernier a une masse musculaire plus développée et est très prisé pour l'embouche. Les ovins sont représentés par la *race peule* ou *poulfouli*, de format plus petit et la *race maure* à poils long ou ras qui est plutôt une race à viande. Les caprins, représentés par la chèvre du Sahel, ont une corpulence moins forte que les ovins. Les caprins sont longilignes et très réputés pour leurs capacités de reproduction et de résistance aux intempéries. Les équins et les asins sont surtout utilisés pour le transport et les travaux champêtres. Les chameaux quant à eux, sont rares et se réduisent à des montures. Au sein des maisons, de petits élevages regroupant quelques moutons ou chèvres (*Gouera* et *Djouguir*). L'aviculture traditionnelle est dominée par les poules, 15.000 têtes pour toute la commune, (MDE, 2008).

II. 1. 1. 5. 1. 3. Pêche continentale

Le lac de Foum-Gleita recèle un potentiel piscicole important. La pêche y est pratiquée depuis 1986. Selon les estimations des autorités compétentes, cette réserve dispose d'un potentiel annuel avoisinant 800 tonnes/an. L'activité de pêche s'opère sur toute l'étendue du plan d'eau de ce lac avec accès libre durant toute l'année. Cependant, les périodes d'abondance du poisson se situent entre les mois d'octobre et mars. La communauté de pêcheurs est essentiellement constituée de pêcheurs traditionnels habitant dans les villages et campements situés tout autour du barrage. Ce sont surtout des maliens et des mauritaniens qui pour l'essentiel sont munis de cartes d'immatriculation. Le parc piroguier est constitué d'environ de 36 embarcations de longueur variant entre 6 et 10 m et de largeur comprise entre 0,8 et 1,5 m. L'utilisation de la pirogue motorisée est formellement interdite dans le lac. Quatre types d'engins de pêche sont utilisés à Foum-Gleita. Il s'agit de l'Épervier, de la Senne de rivage, du filet maillant (40- 70 mm de maille étirée), et de la palangre de 100 à 200 m de long. Du point de vue ressources ichtyologiques, le barrage abrite dans sa retenue des poissons du type silure (peau nue, longs barbillons, nageoires piquants). Les principales espèces capturées au niveau du lac appartiennent aux familles suivantes : *Claridae* (*Clarias gariepinus, Clarias* sp. et *Heterobranchus bidorsalis*), *Cichlidae* (*Orechromis niloticus, Oreschromis aureus, Sarotherodon galileus* et *Tilapia zillii*), *Bagridae* (*Bagrus bayad, et Bagrus docmac*), *Cyprinidae* (*Barbus occidentalis*), *Mochokidae* (*Hemisynodontis membranaceus, Brachysynodontis batensoda* et *Synodontis schall*), *Shilbeidae* (*Schilbe intermedius* et *Schilbe*

mystis), *Characidae* (*Brycinus nurse, Alestes baremoze* et *Alestes dentex*), *Mormyridae* (*Marcusenius senegalensis, Hyperopisus bebe* et *Mormyrus rume*) et *Centropomidae* (*Latesni loticus*). Les *Cichlidae* et les *Clariidae* sont les plus abondamment capturées. Les captures sont destinées à l'autoconsommation ou à la commercialisation. Pour la commercialisation, le circuit de distribution des poissons se fait suivant quatre axes à savoir : axe de Guildimaka, axe des 4 communes du Lac, axe de Maghama et la ville de M'Bout (OMVS, 2010). On note également des grands aménagements réalisés en 2017, juste en aval du barrage de Foum-Gleita et au centre de pêche de M'bout pour des besoins appropriés à la pisciculture.

II. 1. 1. 5. 2. Importance écologique

Du point de vue écologie, le site de la retenue de Foum-Gleita, joue un rôle important pour les oiseaux (nicheurs et migrateurs), les mammifères, les reptiles et pour les insectes (MDE, 2008).

Les pigeons bisets (*Columba bolivia*), les pigeons de Guinée (*Columba guinea*) et les étourneaux roupennes (*Onycognathus morio*) forment de nombreuses colonies et sont communes. Le petit calao à bec rouge (*Tockus erythrorhynchus*) a été observé plusieurs fois. De nombreuses espèces ont été signalées par les paysans, parmi lesquelles on peut citer : le mange-mil (*Quelea quelea*), le moineau doré (*Passer luteus*), euplecte à tête jaune (*Euplectes afr*a), le fransiscoin (*Euplectes oryx*), le tisserand à tête noire (*Ploceus capitalmis*) et le gendarme (*Ploceus cucutatus*), le chevalier combattant (*Philomachus pugnax*), l'oie de Gambie (*Plectropterus gambiensis*), Dendrocyne siffleur (*Dendrocygna viduata*), la barge à queue noire (*Limosa limosa*) et la roussette paillée (*Eidolon helvum*).

Les tourterelles, les rapaces, les hirondelles et d'autres oiseaux existent également en grand nombre.

Plusieurs espèces de mammifères sont communs dans la zone de la retenue telles que : L'hyène rayée (*Hyaena hyaena*), le chacal (*Canis aureus*), le chat sauvage (*Felis sylvestris*) et le ratel (*Mellivora capensis*). Il en est de même pour le lièvre d'Égypte ou lièvre du cap (*Lepus capensis*), l'écureuil (*Xerus erythropus*), le hérisson (*Paraechinus aethiopicus*), le rat roussard (*Arvicanthis niloticus*), les rats à mamelles multiples (*Mastomys coucha*) ainsi que *Taterillus pyrus* et *Taterillus gracilis*. Les phacochères (*Phacochoerus aethiopicus*), l'oryctérope (*Orycteropus afer*) et les porcs épics (*Hystrix cristata*) sont très rares. Quelques

espèces de reptiles y sont présentes telles que l'Agama (*Agama* sp.), le varan de steppe (*Varanus varanus*), la vipère à cornes (*Cerastes cerastes*) et la couleuvre de sable (*Psammophi sphillipsi*) y sont signalés. On note également la présence de quelques crocodiliens.

Les insectes sont très nombreux surtout pendant l'hivernage où le milieu est favorable pour leur multiplication. On rencontre de nombreuses variétés appartenant aux ordres suivantes : Lépidoptères (le Borer rayé à tête noir « *Chilo zaconius* », le Borer blanc « *Malarphia separatella* » et le Borer rose « *Sesamia calamitis* », *Spodoptera littoralis, Spodoptera exempta, Spodoptera exuga, Spodoptera maurita* et *Parnara guttata*), Acridiens (*Oedalus senegalensis, Oedalus nigeriensis, Zonocerus variegatus, Oiopus similator, Hieroglyphus daganensis, Cataloipus cymbiferus* et *Tettigona veridis*), Diptères (*Diopsi sthoracica, Orseola oryzae* et la mouche du sommet des tiges probablement du genre *Hydrellia*), et Coléoptères : *Epilachma simili*s (MDE, 2008).

II. 1. 2. Conditions climatiques de la zone du barrage de Foum-Gleita

Dans l'ensemble, le climat de la zone de Foum-Gleita est de type sahélien. L'analyse du diagramme ombrothermique réalisé sur la base des données climatiques provenant de la station de M'Bout qui est la station la plus proches et la plus représentative (**Figure 12**), montre que le climat de cette zone comporte deux saisons : *une saison de pluies* allant généralement de juin à septembre et *une saison sèche* s'étendant sur presque tout le reste de l'année. La saison sèche est caractérisée par une période fraîche (octobre-février) et une période chaude (février-juin).

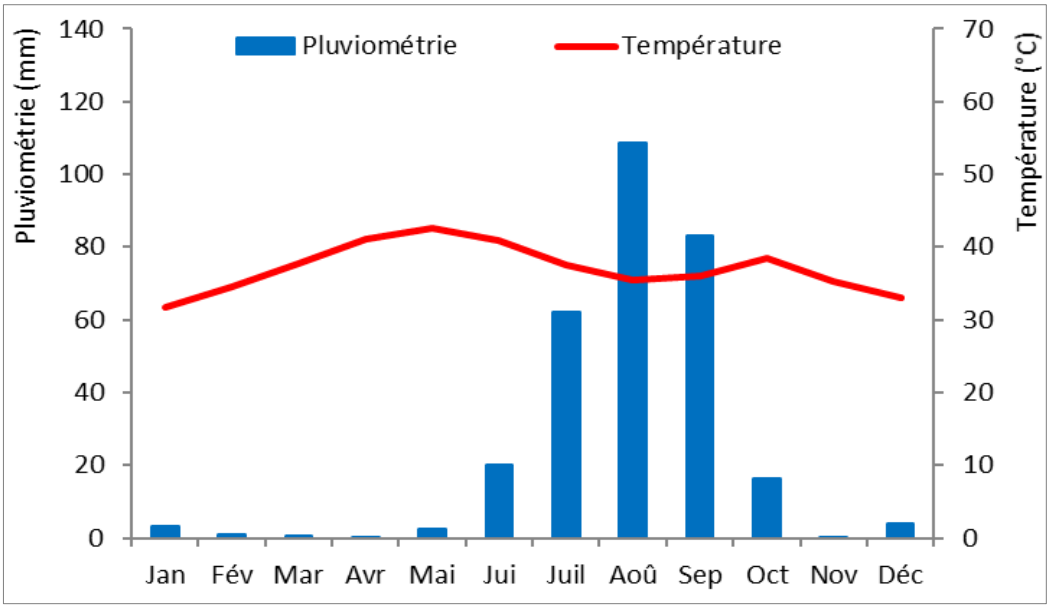

Figure 12 : Diagramme ombrothermique de Foum-Gleita (Période : 1995- 2018).
(Source de données : ONM)

II. 1. 2. 1. Température de l'air

À Foum-Gleita, les températures étaient élevées du fait de la latitude et de la continentalité (éloignement de l'océan). Les moyennes de températures enregistrées restent assez élevées tout au long de l'année. Les températures minimales enregistrées entre décembre et février ont varié en moyenne entre 19 et 32 °C. À partir du mois de mars, elles ont augmenté progressivement pour atteindre leur maximum en mai et juin où elles ont varié en moyenne entre 28 et 43 °C juste avant la saison des pluies, durant laquelle elles ont subi un léger abaissement. On observe un maximum secondaire en octobre immédiatement après la saison des pluies (**Figure 13**).

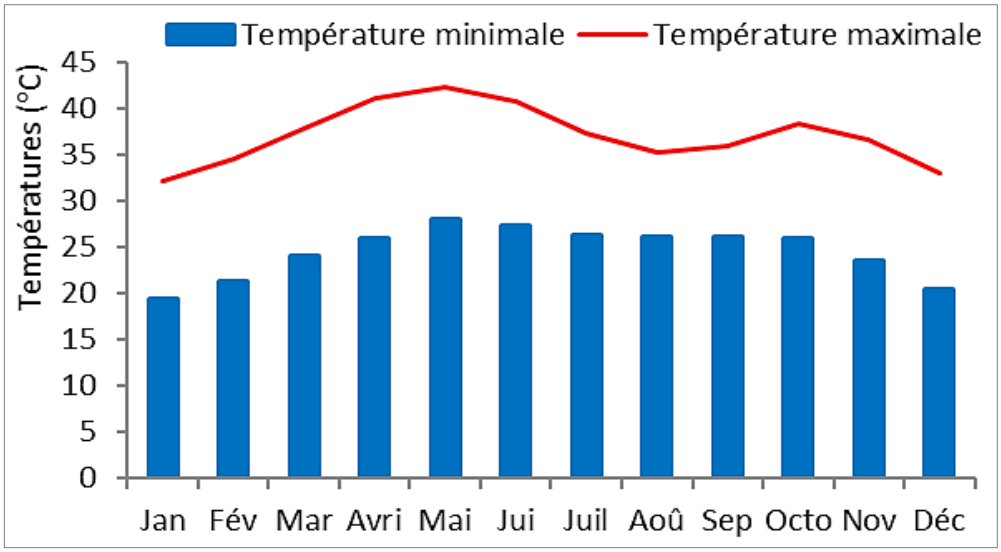

Figure 13 : Variations mensuelles des températures de l'air à Foum-Gleita (Période : 1995- 2018). (Source de données : ONM)

II. 1. 2. 2. Pluviométrie

Les précipitations annuelles à Foum-Gleita, ont connu durant la période 1995-2018 une régression continue. En plus de cette diminution constatée, les précipitations ont connu une très grande irrégularité interannuelle (**Figure 14**). Les variations interannuelles de la pluviométrie ont engendré des années excédentaires et des années déficitaires, qui sont à l'origine de crises écologiques récurrentes, avec une moyenne pluviométrique comprise entre 180 et 400 mm. D'après le diagramme ombrothermique de Foum Gleita (**Figure 12**), la saison de pluies est caractérisée par des pluies violentes, brèves et localisées entre mai et octobre avec un maximum de précipitations au mois d'août. Pendant la saison sèche, la commune de Foum-Gleita n'a reçu que d'infimes précipitations ; cependant, il peut y avoir de rares pluies appelées *redana* (hassanya) ou *bewte* (pular).

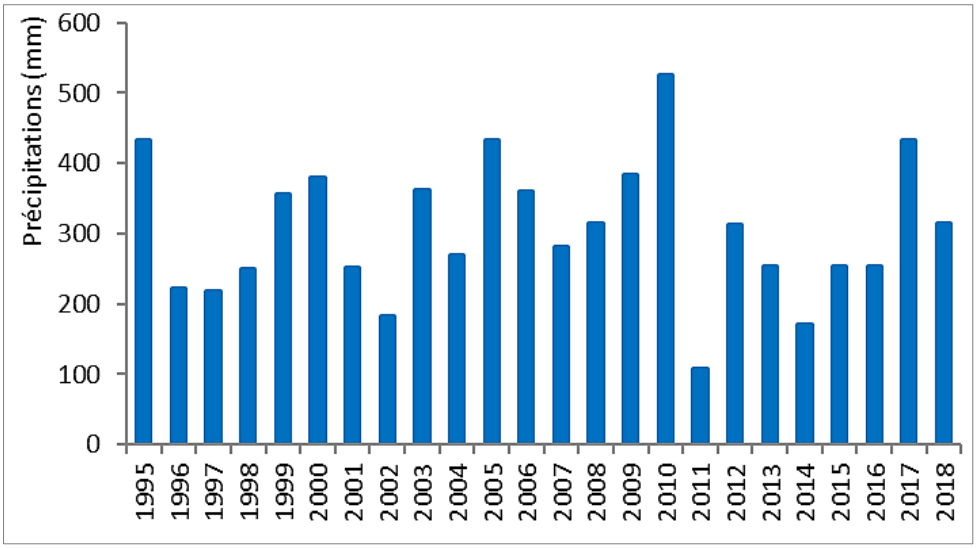

Figure 14 : Évolution annuelle de la pluviométrie à Foum-Gleita (Période : 1995- 2018).
(Source de données : ONM)

II. 1. 2. 3. Vents

Au cours de l'année, la zone de Foum-Gleita est soumise aux effets de deux courants d'air : l'alizé continental et la mousson. Le premier courant, ***l'alizé continental***, souffle du Nord-Est en saison sèche froide. Pendant la saison sèche chaude, ce vent chaud et particulièrement asséchant charrie de la poussière et du sable appelé harmattan (*irifi* en hassanya), favorisant l'aridité de la zone. Le deuxième courant, ***la mousson***, souffle du Sud-Ouest en saison des pluies entre juillet et septembre. Il est à l'origine de l'essentiel des précipitations enregistrées. Les vitesses des vents varient entre 1 et 4 m/s. Des lignes de grains peuvent survenir pendant l'hivernage avec des vitesses atteignant parfois 100 km/h accompagnées de poussières très denses de direction Nord-Est à Sud-Est.

Ces dernières années, la dynamique éolienne à Foum-Gleita, est devenue plus active. Les brumes de poussières et de sables ont été fréquentes toute l'année. La vitesse moyenne des vents a tourné entre 3 et 7 m/s avec des maximums enregistrés en avril, juin, juillet et septembre. Elle a tendu à l'augmentation depuis 2006 où elle était d'environ de 3,2 m/s pour passer à environ de 4,5 m/s en 2018 (**Figures : 15** et **16**).

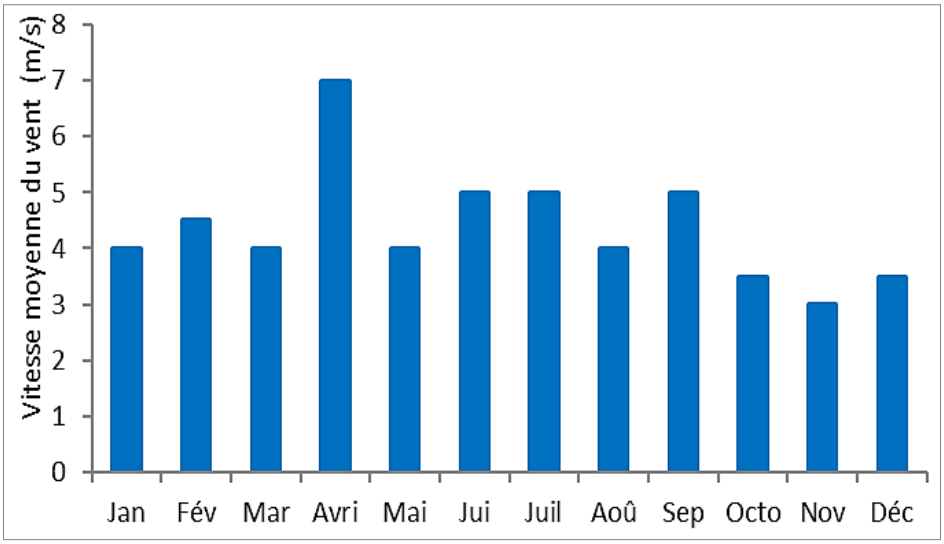

Figure 15 : Variations mensuelles de la vitesse moyenne du vent à Foum-Gleita (Période : 1995-2018). (Source de données : ONM)

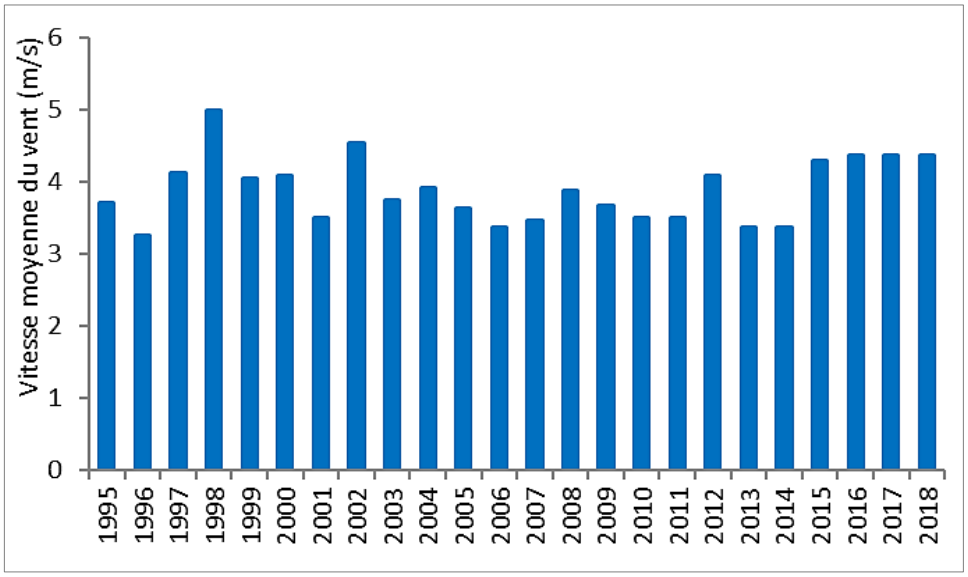

Figure 16 : Évolution annuelle de la vitesse moyenne du vent à Foum-Gleita (Période : 1995- 2018). (Source de données : ONM)

II. 1. 2. 4. Humidité de l'air

L'humidité relative moyenne calculée sur les 22 dernières années à Foum-Gleita est d'environ 50% par an avec des valeurs moyennes maximales de 80% pendant le trimestre juillet-septembre et des valeurs moyennes minimales de 13% observées entre février et mai (**Figure 17**).

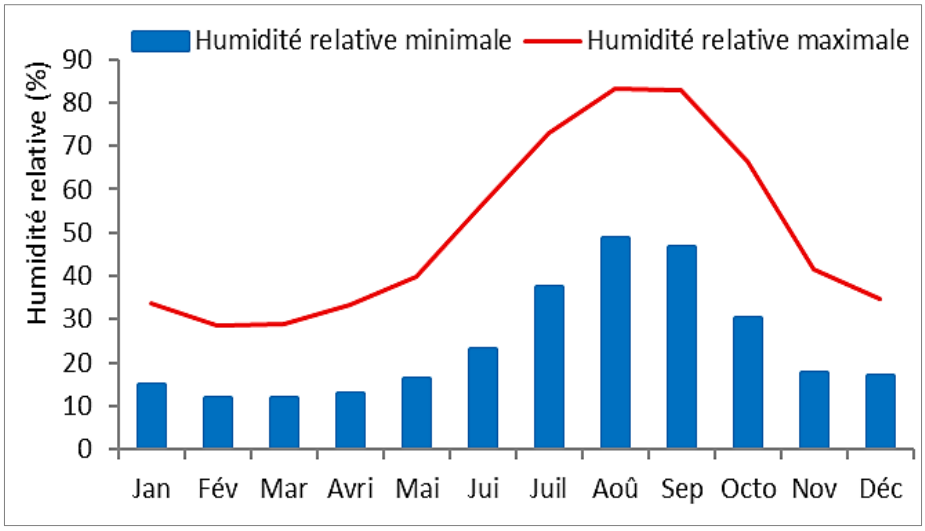

Figure 17 : Variations mensuelles de l'humidité relative à Foum-Gleita (Période : 1995- 2018). (Source de données : ONM)

II. 1. 2. 5. Insolation

D'après les données de l'ONM, l'insolation à Foum-Gleita est assez importante et varie peu au cours de l'année. La moyenne annuelle a tourné autour de 235 heures par mois pour la période 1995-2018, soit 7 à 8 heures d'ensoleillement par jour avec des maxima de 269 heures enregistrés en mars et en avril et des minima de 220 et 212 heures notés en août et en décembre respectivement (**Figure 18**).

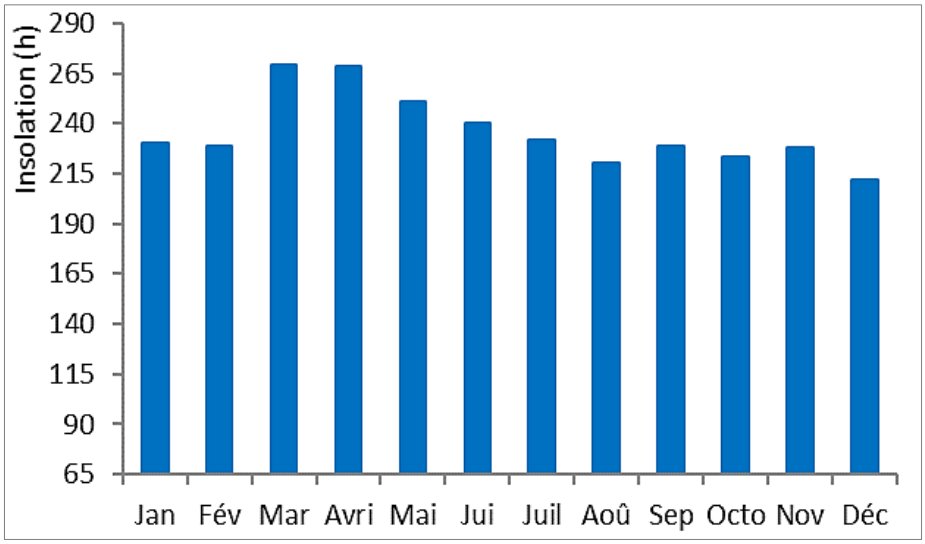

Figure 18 : Variations mensuelles de l'insolation moyenne à Foum-Gleita (Période : 1995- 2018). (Source de données : ONM)

II. 1. 3. Historique de la qualité des eaux du barrage de Foum-Gleita

Lors des entretiens que nous avons effectués en 2017 avec les populations de Foum-Gleita et de M'bout sur l'historique de la qualité organoleptique des eaux du barrage, les 157 personnes interrogées ont rapporté que les eaux de la retenue de ce barrage ont connu (et connaissent) quasi annuellement, des proliférations d'algues bleu-vert en été et en automne qui se caractérisent par la formation d'efflorescences ou d'écumes en surface de l'eau et qui, sous l'effet du vent dominant, se retrouvent accumulées au niveau de la tour de prise et des berges. Ces efflorescences sont accompagnées d'odeurs putrides et ne durent que quelques semaines.

II. 2. METHODES

II. 2. 1. Stratégie d'échantillonnage

II. 2. 1. 1. Choix des sites de prélèvement

L'échantillonnage a été réalisé dans quatre sites différents (**Tableau 5** et **Figure 19**), à raison d'un prélèvement mensuel par site, pendant la période s'étalant du 1er septembre 2017 au 31 août 2018. Les sites de prélèvement ont été choisis en fonction de leur accessibilité et du degré de leur exposition aux vents et aux rejets domestiques.

Tableau 5 : Caractéristiques qualificatives des sites de prélèvement dans la retenue du barrage de Foum-Glaita

Sites	Emplacement	Coordonnées géographiques	Profondeurs approximatives	Niveaux d'exposition	
				Vents	Rejets
Site 1	Nord- Est	16°11'18,66" N 12°34'35,96" W	3 m	Exposé	Modérément exposé
Site 2	Nord	16°13'31,32" N 12°37'33,38" W	2,75 m	Modérément exposé	Modérément exposé
Site 3	Sud- Est	16°05'05,20" N 12°36'53,06" W	1,85 m	Abrité	Très exposé
Site 4	Ouest	16°09'35,04" N 12°39'49,44" W	6 m	Abrité	Très exposé

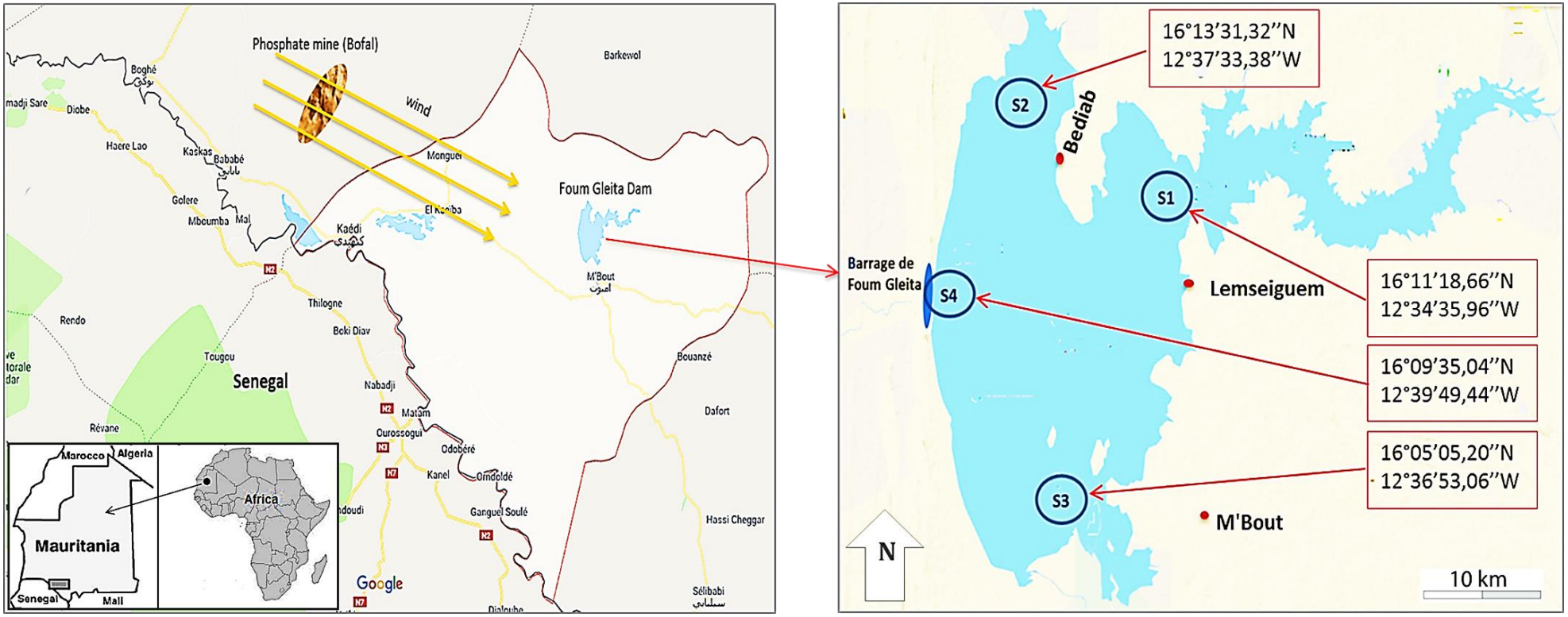

Figure 19 : Localisation des sites de prélèvement dans la retenue du barrage de Foum-Gleita.

II. 2. 1. 2. Récolte des échantillons sur le terrain

Lors des campagnes d'échantillonnage, les échantillons ont été prélevés à la surface (0,1-0,5 m) dans les trois premiers sites (S1, S2 et S3) et à trois niveaux de profondeur (surface, 3 m et 6 m) dans le quatrième site (S4).

Pour l'ensemble des sites, quatre séries de prélèvement servant aux dosages respectifs des paramètres physicochimiques, de la chlorophylle-a, de l'analyse quantitative du phytoplancton et du dosage des cyanotoxines ont été effectués mensuellement.

Le prélèvement des échantillons d'eau brute a été effectué à l'aide d'une bouteille de prélèvement à profondeur, modèle Général Oceanics 02-13813, puis repartis dans des bouteilles en plastique et transportés immédiatement au laboratoire dans une glacière au frais et à l'obscurité.

Dans chaque site, les échantillons d'eau brute prélevés sont partagés en deux volumes égaux : 1,5 litre destiné aux analyses physicochimiques et 1,5 litre consacré aux dosages des toxines et de la chlorophylle-a.

Les prélèvements des concentrés phytoplanctoniques ont été réalisés à l'aide d'un filet à plancton de 20 µm de vide de maille selon la méthode décrite dans Briand et *al.* (2002), qui consiste à retirer 50 litres d'eau par site et à les filtrer à l'aide du filet à planctons désigné afin de concentrer la population des cyanobactéries ainsi que tous les microorganismes dont le diamètre dépasse 20 µm. Le volume total du filtrat récupéré soit 200 mL/site, est distribué entre 02 lots : 100 mL, pour le dénombrement des microorganismes, sont récupérés dans un flacon en verre contenant du formol à 37 % ayant le rôle du conservateur (Brient et *al.*, 2001b ; Leitão & Coute**,** 2005 ; Treyture et *al.*, 2007) ; 100 mL sont versés dans un second flacon ne contenant pas de conservateur pour l'isolement des cyanobactéries. Les flacons et les bouteilles utilisés dans les prélèvements sont munis d'avance d'une étiquette sur laquelle sont notés la date, l'heure, la profondeur et le numéro du site de prélèvement.

Au total, 380 échantillons ont été prélevés lors des 12 campagnes de prélèvement dans la retenue d'eau du barrage concerné répartis comme suit :

- 76 échantillons d'eau brute destinés aux dosages des paramètres physicochimiques.
- 76 échantillons d'eau brute destinés aux dosages de la chlorophylle-a.

- 76 échantillons de concentrés phytoplanctoniques destinés à l'identification et au dénombrement du phytoplancton.
- 152 échantillons destinés aux dosages de cyanotoxines sous forme de filtres Whatman GF/C et filtrats issues des filtrations sur le terrain.

II. 2. 1. 3. Préparation des échantillons au laboratoire

Dès l'arrivée au laboratoire, les prélèvements réservés au dénombrement et à l'isolement sont conservés à 4 °C jusqu'à l'analyse ultérieure. Ceux réservés au dosage des paramètres physicochimiques (1,5 L/site) sont répartis en 3 lots : 500 mL d'eau non filtrée servent à mesurer l'oxygène dissous, 500 mL d'eau filtrée sur un filtre en microfibres de verre Whatman GF/C sont utilisés pour le dosage des éléments nutritifs et 500 mL sont conservés en cas de besoin. Les prélèvements réservés pour le dosage de cyanotoxines et de la chlorophylle-a (1,5 L/site) sont partagés en 3 lots : 1 litre filtré à travers un filtre en microfibres de verre Whatman GF/C (0,45 µm). Le filtre est récupéré puis séché à 50 °C et conservé à -20 °C (Chorus & Bartram, 1999 ; Brient et *al.*, 2001b ; Cummings, 2002), 250 mL réservés pour le dosage de la chlorophylle-a eux aussi filtrés de la même manière (Brient et *al.*, 2001b) et 250 mL sont conservés en cas de besoin.

II. 2. 2. Mesure des paramètres physicochimiques et biologiques des eaux brutes

II. 2. 2. 1. Mesure des paramètres physicochomiques des eaux brutes

La température, la salinité et le pH ont été mesurés *in situ*, juste après l'échantillonnage, par l'intermédiaire d'un multi-paramètre de terrain, modèle Calypso C4E, préalablement étalonné et calibré en respectant les étapes suivantes :

i. Verser un échantillon de l'eau à tester dans un récipient adéquat ;
ii. Utiliser l'appareil en plongeant la sonde appropriée dans l'échantillon ;
iii. Plonger l'électrode dans l'échantillon d'eau, brasser l'eau avec l'électrode pour homogénéiser et lire les valeurs des paramètres lorsque les valeurs affichées sont stables.

L'oxygène dissous a été dosé par la méthode chimique de Winkler (1988).

La transparence a été estimée à l'aide d'un disque de Secchi composé d'un fil gradué attaché à un disque blanc en PVC dont le diamètre est de 20 cm. Elle correspond à la profondeur de disparition du disque, et exprimée en mètres.

La profondeur de la zone euphotique (Zeu) a été estimée suivant la relation de Landner & Wahlgreen (1986) :

$$\text{Zeu (m)} = 2{,}56 * \text{ZDS}$$

où : ZDS = profondeur de distinction du disque de Secchi.

Les différentes formes d'éléments azotés et phosphorés (le nitrate [NO_3^--N], le nitrite [NO_2^--N], l'ammonium [NH_4^+-N], l'orthophosphate [PO_4^{-3}-P], le phosphore total [TP]) ont été analysés par la méthode spectrophotométrique à l'aide d'un spectrophotomètre, modèle DR 2800, suivant les méthodes décrites dans Rodier (1996).

Les nitrates (NO_3^--N) sont dosés par la méthode reposant sur la réaction des nitrates avec l'acide sulfosalicilique, formé par addition à l'échantillon, de salicylate de sodium et d'acide sulfurique. La lecture des teneurs en nitrates est faite à une longueur d'onde de 415 nm.

Les nitrites (NO_2^--N) sont dosés par la méthode utilisant le réactif de Zambelli (acide chlorhydrique, acide sulfanilique, de phénol cristallisé, de chlorure d'ammonium et d'eau distillée) qui repose sur la réaction de l'acide sulfanilique qui forme, en milieu chlorhydrique, en présence des ions ammonium et de phénol, un complexe coloré jaune avec les ions NO_2. La lecture des teneurs en nitrites est effectuée à une longueur d'onde de 435 nm.

L'azote ammoniacal (NH_4^+-N), est mesuré par la méthode de Nessler en présence d'un stabilisant minéral et l'alcool polyvinylique (un réactif dispersant). La lecture des différentes concentrations est faite à une longueur d'onde de 425 nm.

La concentration totale en azote inorganique dissous (DIN) a ensuite été calculée en tant que somme des concentrations en nitrates, nitrites et ammonium.

Les orthophosphates (PO_4^{-3}-P) sont dosés par la méthode de Phos Ver 3 (acide ascorbique). Les ions orthophosphates forment, avec le molybdate d'ammonium, en milieu acide, un complexe phosphomolybdique. L'acide ascorbique réduit ce complexe en donnant une

coloration bleue. La lecture des teneurs en orthophosphates est effectuée à une longueur d'onde de 890 nm.

Le phosphore total (TP) est mesuré par la méthode de digestion au persulfate acide qui consiste d'abord à ajouter le contenu d'une gélule de potassium et de l'acide sulfurique avant chauffage puis hydrolyser les échantillons par ajout de l'hydroxyde de sodium. La lecture des teneurs en phosphore est faite à une longueur d'onde de 890 nm.

Le fer (Fe^{2+}) est mesuré par la méthode d'addition d'une solution de phénentroline 1-10 diméthyl 2.6 phénol à une prise d'essai de 50 mL. Ensuite la lecture d'absorbance du complexe rouge orange est faite à une longueur d'onde de 510 nm (Bergounhou et *al.* 1996).

La teneur en chlorophylle-a a été mesurée par la méthode fluorimétrique à l'aide d'un fluorimètre, modèle Jenway 6200, suivant la méthode décrite dans Neuveux (1974), qui repose sur la mesure de la fluorescence avant acidification (Fo) et après acidification (Fao) d'un extrait méthanolique de pigments.

Le dosage s'effectue, principalement, en trois étapes (prélèvement, filtration et extraction). Un volume de 5 mL d'eau de l'échantillon est filtré à l'aide d'un système de filtration millipore utilisant un filtre en microfibres de verre, modèle Wattman GF/C, de 25 mm de diamètre et 0,45 µm de porosité. L'extraction au méthanol se fait au réfrigérateur, dans des conditions de froid et d'obscurité pendant 1 heure au minimum (Neveux, 1974). Le dosage de la chlorophylle-a s'effectue après passage de l'extrait méthanolique sur le fluorimètre. Selon Neuveux (1974), l'équation utilisée pour le calcul des concentrations en chlorophylle-a est la suivante :

$$\text{Chl-a } (\mu g/l) = \frac{([\mathbf{10\ ou\ 1}] * \mathbf{0{,}38}) * ([\mathbf{Fo} - \mathbf{Foa}] : \mathbf{V})}{\mathbf{100\ ou\ 1}}$$

où : ***Fo*** *= fluorescence émise par les pigments chlorophylliens avant acidification ;* ***Foa*** *= fluorescence émise par les pigments chlorophylliens après acidification ;* ***V*** *= volume d'eau filtrée.*

L'état d'eutrophisation de la retenue du barrage de Foum-Gleita, a été évalué par la méthode de l'Indice de l'Etat Trophique- IET (*Trophic State Index- TSI*) de Carlson (1977). La valeur de cet indice a été calculé en utilisant uniquement deux paramètres de qualité tels que la

chlorophylle-a (Chl-a en µg/L) et le phosphore totale (TP en µg/ L) selon la méthode décrite par Ghashghaie et *al.* (2018). Cependant, la profondeur de distinction de Secchi n'a pas été utilisée dans le calcul de cet indice, car les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita ont été toujours troubles par la présence d'un taux très élevé d'argile. La valeur totale de l'indice IET est donc la moyenne de l'IET (Chl-a) et de l'IET (TP). Les deux paramètres IET (Chl-a) et IET (TP) ont été calculés par la méthode décrite par Carlson (1977) comme suit :

$$\mathbf{IET}_{\text{(Chl-a)}} = 10\left(6 - \frac{2{,}04 - 0{,}69\, ln(\text{Chl-a})}{ln2}\right)$$

$$\mathbf{IET}_{\text{(TP)}} = 10\left(6 - ln\left(\frac{\frac{48}{\text{TP}}}{\text{ln2}}\right)\right)$$

Sur la base de la valeur totale de l'indice IET qui varie entre 1 et 100, l'état trophique de la retenue d'eau du barrage de Foum-Gleita a été catégorisé selon la classification de Carlson & Simpson (1996) (**Tableau 6**) et d'Ebrahimpour et *al.* (2012) (**Tableau 7**).

Tableau 6 : Indice d'état trophique et niveau trophique associé (Carlson & Simpson, 1996)**.**

IET	Niveau trophique	État représentatif
< 30	Oligotrophe	Eau claire, oxygène dans l'hypolimnion toute l'année.
30 - 40	Oligo-mésotrophe	Anoxie (absence d'oxygène) possible dans l'hypolimnion des lacs peu profonds.
41 - 50	Mésotrophe	Eau relativement claire, plus grande probabilité d'anoxie dans l'hypolimnion durant l'été.
51 - 60	Méso-eutrophe	Hypolimnion anoxique, problèmes de macrophytes possible.
61 - 70	Eutrophe	Algues bleues vertes dominent, accumulation d'algues et de macrophytes.
71 - 80	Hypereutrophe	Algues et macrophytes denses.
> 80	Hyper-hypereutrophe	Accumulation d'algues en décomposition, peu de macrophytes.

Tableau 7 : Classification de l'état d'eutrophisation d'Ebrahimpour et *al*. (2012).

Nº	État d'eutrophisation	Intervalle
1	Oligotrophe	0 <TSI <30
2	Oligo-mésotrophe	30 <TSI <40
3	Mésotrophe	40 <TSI <50
4	Méso-eutrophe	50 <TSI <60
5	Eutrophe	60 <TSI <70
6	Hypereutrophe	70 <TSI <80
7	Hyper-hypereutrophe	80<TSI<100

II. 2. 2. 2. Mesure des paramètres biologiques des eaux brutes

L'identification des organismes et le comptage des densités phytoplanctoniques ont été réalisés par la méthode de microscopie inversée à l'aide d'un microscope inversé, modèle Leitz, en utilisant les objectifs (x 10, x 40, x 100). Plusieurs ouvrages de systématique ont été consultés pour la détermination de différentes espèces du phytoplancton en fonction de leurs caractéristiques morphologiques (Bourrelly, 1972, 1981, 1985 ; Reynaud & Laloë, 1985 ; Olenina et *al.*, 2006). Les taxons de cyanobactéries omniprésents dans la retenue d'eau prospectée ont été identifiés au niveau de l'espèce, tandis que les autres qui sont irréguliers et accidentels ont été identifiés uniquement au niveau du genre. Lors de l'identification et du comptage des cyanobactéries récoltées, un grand effort a été fourni afin d'obtenir l'ensemble des caractéristiques morphologiques pour une identification précise des genres et/ou des espèces. Chaque espèce de cyanobactérie a été photographiée plusieurs fois afin de prendre en compte les variabilités morphologiques présentes dans cette population. Les critères pris en compte sont :

- L'organisation du thalle (filamenteux, colonial, cellule isolée), sa forme (sphérique, cubique, amorphe, régulière, étirée, droite, coudée, spiralée…)
- 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 diffluents, lamellés, homogènes…),
- Les dimensions des cellules et leur contenu (vésicules à gaz, granules…).

L'ensemble de ces caractéristiques est ensuite confronté aux ouvrages et publications de référence. Parmi eux, il y a les ouvrages clés de la classification des Cyanophytes (Geitler, 1932 ; Starmach, 1966), des ouvrages plus récents concernant la révision de la classification des cyanophytes en tenant compte des espèces nouvelles et anciennes et en renommant de nombreux taxons dans des nouveaux genres (Komarek & Anagnostidis, 1998, 2005 ; Wacklin et *al.* (2009) et enfin des ouvrages et publications spécifiques à l'Afrique et aux espèces rencontrées (Compere, 1974 ; Fremy, 1930). Un inventaire des espèces présentes a ainsi été obtenu.

Le comptage a été réalisé avec la méthode d'Utermöhl (1958). Les échantillons, préalablement fixés sont suffisamment agités à la main afin de détacher tous les organismes qui ont pu adhérer aux parois. L'agitation est réalisée de manière à éviter les mouvements tourbillonnaires. Ils sont ensuite mis à sédimenter dans des chambres de 25 mL de contenance, et placés à l'abri du soleil, à la température ambiante afin d'éviter tout courant de convection empêchant une répartition uniforme des particules. Le phytoplancton ainsi que les autres particules en suspension se déposent sur la lamelle au bout de 24 heures. Le comptage est toujours réalisé en utilisant l'objectif (x 40) selon la méthode décrite par Utermöhl (1958), qui consiste à examiner deux bandes transversales (une horizontale et l'autre verticale), dont la largeur est variable selon la charge de l'échantillon en microalgues, et de compter le nombre de taxons qui s'y trouvent. Si la sédimentation a été homogène, le nombre de cellules compté au niveau de ces deux bandes peut être rapporté à l'ensemble de la surface de la chambre. Selon Utermöhl (1958), le nombre total (N) d'individus phytoplanctoniques contenues dans un litre d'échantillon est donné par la formule suivante :

$$\mathbf{N\ (ind/L) = \left(\frac{n * S}{s}\right) * \left(\frac{1000}{V}\right)}$$

*où : **N** = nombre d'individus comptés par litre ; **n** = nombre d'individus comptés dans les deux bandes ; **S** = surface total de la chambre de sédimentation ; **s** = surface des deux bandes ; **V** = volume de la chambre de sédimentation.*

Étant donné que les résultats de cette formule sont exprimés en nombre d'individus par litre d'eau et qu'un individu est une entité écologique qui dépend de la structure morphologique de l'espèce phytoplanctonique, les formes coloniales ont été exprimées en colonies/L, alors que les formes filamenteuses en filaments/L.

L'estimation du biovolume exprimé en mm^3/L, a ensuite été effectuée pour les espèces *Microcystis aeruginosa*, *Dolichospermum flos-aquae*, *Oscillatoria* sp. et *Planktothrix* sp. suivant la méthode décrite par Hillebrand et *al.* (1999). Trois étapes ont été effectuées : d'abord, l'estimation du nombre moyen et de la dimension des cellules de 50 colonies de *Microcystis aeruginosa* et de 50 filaments de *Dolichospermum flos-aquae* par échantillon ; ensuite, l'estimation de la longueur et de la largeur moyennes de 50 filaments de *Oscillatoria* sp. et de *Planktothrix* sp., par échantillon. Enfin, le biovolume moyen de chaque taxon a été calculé en supposant chaque cellule comme sphère pour *Microcystis aeruginosa et Dolichospermum flos-aquae* et chaque filament comme cylindre pour les espèces *Oscillatoria* sp. et *Planktothrix* sp.. Le nombre de cellules par litre pour les espèces *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* et les filaments par litre pour les espèces *Oscillatoria* sp. et *Planktothrix* sp. ont ensuite été multipliés par le biovolume moyen des cellules et des filaments.

Pour les espèces de forme sphérique (*Microcystis* sp. et *Dolichospermum* sp.) :

$$\text{Biovolume } (\mu m^3) = \pi * (\text{Diamètre})^3/6$$

Pour les espèces de forme cylindrique (*Oscillatoria* sp. et *Planktothrix* sp.) :

$$\text{Biovolume } (\mu m^3) = \pi * \text{Longueur} * (\text{Diamètre})^2 / 4$$

$$\text{Biovolume } (mm^3/L) = \text{Nombre de cellules/mL} * \text{Biovolume en } \mu m^3/1\,000\,000$$

II. 2. 3. Détection et quantification des microcystines dans les eaux brutes

La détection et la quantification des microcystines totales (intra et extracellulaires) a été effectuée par la méthode de chromatographie liquide à haute performance couplée à la spectrométrie de masse (HPLC/MS) à l'aide d'un système HPLC Spectraphysics 8000 et d'un spectromètre de masse Bruker ESI (Ionisation électrospray : ESI ; Tension de cône : 90 V ; Rapport masse/charge : 50 à 1500 m/z ; Analyseur/détecteur : 1 Hz ; Logiciels : HyStar 3.2 et DataAnalysis 3.4). La séparation chromatographique a été réalisée sur une colonne en phase inversée Microsphère C18 Chrompack-Pays-Bas (150 x 4,6 mm, 5 µm) maintenue à 30 °C. La phase mobile est constituée d'un solvant A : Eau MilliQ + 0,1% TFA (v/v) et d'un solvant B : Acétonitrile + 0,1% TFA (v/v) avec un débit de 1 mL/min. Le volume injecté est de 20 µL. La longueur d'onde de détection est de 238 nm. Pour identifier le pic correspondant à

chaque microcystine, nous avons injecté trois solutions standard MC-LR, MC-RR et MC-YR (Biochemicals Alexis), préalablement mélangées avec du méthanol et centrifugées en 2000 RPM pendant 15 min, afin de comparer le temps de rétention et du ratio masse/charge des variants à ceux des solutions standards. Les spectres à balayage complet ont été obtenus au cours de la gamme de masse : 100e1200 Da.

Il faut cependant noter, qu'avant d'effectuer la méthode HPLC/MS, une pré-concentration des échantillons par extraction sur phase solide est nécessaire. Cette étape permet de concentrer de faibles quantités de toxines dissoutes dans l'eau. Pour chaque échantillon, un volume de 300 mL a été filtré sur membrane en fibre de verre Whatman GF/C (diamètre : 25 mm ; porosité : 0,45 µm). Cette filtration permet de séparer les toxines dissoutes dans l'eau brute, au niveau du filtrat, des toxines contenues dans les cellules vivantes (cyanobactéries) et/ou adsorbées sur les particules solides, déposées au niveau du filtre. Pour chaque échantillon, on récupère un filtre et un filtrat. Les filtrats sont ensuite préconcentrés sur phase solide sur une cartouche C18 de type Bakerbond SPD de J.T. Baker 3 mL- 200 mg. Les étapes de la pré-concentration sont les suivantes :

- Conditionnement de la cartouche avec 5 mL de méthanol, puis 5 mL d'eau distillée (1 à 2 mL/min) ;
- Percolation de l'échantillon d'eau (8 à 10 mL/min) ;
- Rinçage de la cartouche avec 5 mL de méthanol à 20% (1 à 2 mL/min) ;
- Séchage de la phase par aspiration d'air pendant 5 min ;
- Elution des toxines par 3 mL de méthanol acidifié avec 0,1% d'Acide Tri-Fluoroacétique TFA (1 à 2 mL/min) ;
- Récupération de l'éluat dans un ballon en verre à fond conique ;
- Evaporation du solvant organique de l'éluat au Rotavapeur à 40 °C ;
- Reprise du résidu sec dans 300 µL de méthanol à 50%.

Les filtres de chaque échantillon sur lesquels sont retenues les particules solides et les micro-organismes, sont extraits par 10 mL de méthanol à 75% puis mis dans un bain d'ultrason pendant 15 min afin de lyser les cellules et libérer les toxines. L'extrait de chaque filtre est ensuite refiltré sur membrane en fibre de verre Whatman GF/C (diamètre : 25 mm ; porosité : 0,45 µm) et évaporé à sec au Rotavapeur à 40 °C. Le résidu sec est repris dans 300 µL de méthanol à 50%.

Les différents échantillons obtenus ont été conservés au congélateur à -20 °C avant d'être analysés. Pour avoir un rendement de 100 % d'extraction des toxines, nous avons évité les pertes des composés lors de leur piégeage sur l'adsorbant au cours de la percolation de l'échantillon ainsi que pour la volatilisation au cours de l'étape d'évaporation au Rotavapeur, et nous avons assuré aussi une élution complète des solutés de l'adsorbant par le solvant organique et une dissolution complète des solutés retenus sur les parois du ballon au niveau de la fraction de 300 µL de méthanol 50%.

Rappelons ici, que la méthode HPLC/MS est l'une des méthodes instrumentales les plus communes pour identifier et quantifier les cyanotoxines présentes en eau douce (Nicholson & Burch, 2001a ; Rapala et *al*., 2002a).

II. 2. 5. Analyses statistiques de données expérimentales

Pour comparer les variables environnementales y compris les variables limnologiques : la température de l'eau (T°), le potentiel d'hydrogène (pH), la salinité (Salinity), la profondeur de distinction de Secchi (Secchi), l'oxygène dissous (DO), le nitrate (NO_3^--N), le nitrite (NO_2^--N), l'ammonium (NH_4^+-N), l'azote inorganique total (DIN), l'orthoposphate ou le phosphore inorganique dissous (DIP), le phosphore total (TP), le fer (Fe), le ratio DIN:TP (DIN/TP), et les variables biologiques : les concentrations en chlorophylle-a (Chl-a) et en microcystine-LR (MC-LR) et les biovolumes de *Microcystis aeruginosa* (Microcystis) et *Dolichospermum flos-aquae* (Dolichospermum), nous avons effectué une ANOVA à un facteur suivie d'un test *post-hoc* de Tukey à l'aide du logiciel IBM SPSS Statistics 20. La corrélation de Pearson a enfin été menée à l'aide du même logiciel statistique pour caractériser la relation entre les 17 variables étudiées. La force de la corrélation a été décrite à l'aide du guide proposé par Evans (1996) en fonction de la valeur absolue de *r*. Cette dernière méthode est largement utilisée pour interpréter la corrélation des données hydrochimiques et/ou hydrobiologiques (Martin, 2004 ; Bouchier, 2005 ; Delafontaine, 2015 ; Chaouki et *al*., 2015 ; Lakhili et *al.*, 2015 ; Allalgua et *al.*, 2017).

Pour explorer la relation entre les variables dépendantes (biovolumes de *Microcystis* et *Dolichospermum*, et concentrations de MC-LR) et les variables indépendantes (température, pH et nutriments : DIN, TP et Fe), une régression linéaire multiple pas à pas ascendante (*Forward Stepwise Multiple Linear Regression*) a été effectuée à l'aide du logiciel IBM SPSS

Statistics 20 pour détecter la contribution de chaque variable indépendante, et de connaître la contribution ajoutée d'une ou de plusieurs variables (Durand, 1997). Elle consiste à ajouter et à supprimer progressivement des variables prédictives, dans le modèle RLM, afin de trouver le sous-ensemble de variables R^2 résultant du modèle le plus performant avec la valeur la plus élevée de R^2 ajusté. À l'exception de la température de l'eau et du pH, les valeurs de variables (concentrations de DIN, TP, Fe et de MC-LR et biovolumes de *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae*) ont été transformées en logarithme ($\log_{10}$). Les autres variables environnementales qui n'ont pas été incluses dans les modèles sont supposées partiellement corrélées avec les mêmes variables dépendantes (Rantala et *al.*, 2006; Te et *al.*, 2011).

Au total, quinze modèles ont été construits pour prédire les changements dans les biovolumes de *Microcystis aeruginosa et Dolichospermum flos-aquae*, et la concentration en microcystine-LR dans les eaux brutes de la retenue du barrage de Foum-Gleita. Ces modèles sont de type :

$$Y_i = (\beta_0 + \beta_1 X_1 + \beta_2 X_2 + \ldots + \beta_n X_n) + \varepsilon_i$$

où : Y_i = valeurs possibles de la variable dépendante qui peuvent être expliquée par le modèle général de régression ; $\beta_0, \beta_1, \beta_2, \ldots \beta_n$ = paramètres du modèle ; ε_i = erreur commise par le modèle pour chaque valeur de Y. Elle représente la portion qui ne peut être expliquée par le modèle.

CHAPITRE III : RESULTATS

III. 1. CARACTERISATION DES EAUX BRUTES DU BARRAGE DE FOUM-GLEITA

L'étude de la variabilité spatiotemporelle des caractéristiques physiques et chimiques des eaux de la retenue prospectée a constitué l'étape préliminaire indispensable pour une meilleure connaissance du fonctionnement hydrobiologique de l'écosystème lacustre étudié.

Dans cette optique, une analyse ainsi qu'une évaluation de l'impact des caractéristiques environnementales (climat, bassin versant, morphométrie) de la retenue du barrage de Foum-Gleita sur la qualité physicochimique et biologique des eaux ont été réalisé à travers un suivi régulier des facteurs limnologiques (physicochimiques et biologiques) des eaux de la retenue prospectée étant donné leur intérêt et leur importance dans le fonctionnement des écosystèmes aquatiques et surtout leur implication dans les problèmes liés à la qualité des eaux.

III. 1. 1. Caractérisation physicochimique des eaux brutes du barrage de Foum-Gleita

L'analyse des données physicochimiques issues de notre expérimentation au barrage de Foum-Gleita, durant la période allant du 1er septembre 2017 au 31 août 2018, a permis d'obtenir deux types de caractérisation physicochimique pour les eaux brutes de la retenue de ce barrage (exprimées en valeurs moyennes, minimales et maximales).

La première caractérisation, concerne uniquement les variations spatiotemporelles des paramètres physicochimiques des eaux de surface échantillonnées sur les quatre sites de prélèvement (S1, S2, S3 et S4) dans la retenue du barrage (**Tableau 8**).

Tandis que, la deuxième caractérisation ne concerne que les variations spatiotemporelles des paramètres physicochimiques des eaux brutes prélevées à trois profondeurs différentes (surface « 0,1- 0,5 m », 3 et 6 m) au site 4 (S4) qui se situe au niveau de la tour de prise d'eau du barrage, (**Tableau 9**).

De plus, cette analyse a permis de retracer de manière détaillée l'évolution spatiotemporelle de chaque paramètre physicochimique à part.

Tableau 8 : Paramètres physicochimiques des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita durant la période allant du 1er septembre 2017 au 31 août 2018.

Paramètres	**S1** (*N* = 12)		**S2** (*N* = 12)		**S3** (*N* = 12)		**S4** (*N* = 12)		**Différence entre les sites** (selon ANOVA)	
	Moyenne ± SD	Min-Max	Moyenne ± SD	Min-Max	Moyenne ± SD	Min-Max	Moyenne ± SD	Min-Max	F	*p-Values*
T (°C)	27,8 ± 3,6	20,2-30,3	27,8 ± 3,6	20,3-30,4	27,8 ± 3,4	21,1-30,4	27,9 ± 3,5	20,6-30,7	$F_{3, 44} = 0,006$	0,999
DO (mg/L)	10,06 ± 2,55	6,20-15,4	9,55 ± 2,94	6,60-17,8	7,83 ± 2,90	5,00-14,7	8,85 ± 2,53	5,10-14,3	$F_{3, 44} = 0,563$	0,642
pH	7,6 ± 0,2	7,1-7,9	7,5 ± 0,2	7,1-7,96	7,6 ± 0,27	7,1-8,06	7,6 ± 0,26	7,2-8,06	$F_{3, 44} = 1,444$	0,243
Salinité (PSU)	0,27 ± 0,08	0,19-0,51	0,26 ± 0,07	0,20-0,49	0,27 ± 0,07	0,22-0,47	0,27 ± 0,07	0,20-0,47	$F_{3, 44} = 0,042$	0,988
Secchi (m)	0,32 ± 0,09	0,19-0,45	0,31 ± 0,10	0,16-0,45	0,33 ± 0,10	0,19-0,48	0,31 ± 0,11	0,17-0,49	$F_{3, 44} = 0,153$	0,927
NO_3^--N (mg/L)	3,03 ± 1,45	1,22-5,13	3,53 ± 1,22	1,72-5,06	4,19 ± 1,37	1,89-6,17	3,61 ± 1,29	2,03-5,15	$F_{3, 44} = 1,513$	0,224
NO_2^--N (mg/L)	0,03 ± 0,01[a]	0,01-0,06	0,03 ± 0,01[a]	0,02-0,06	0,06 ± 0,02[b]	0,03-0,13	0,05 ± 0,01[c]	0,04-0,09	$F_{3, 44} = 6,496$	0,001*
NH_4^+-N (mg/L)	0,19 ± 0,05[a]	0,12-0,28	0,14 ± 0,03b	0,11-0,21	0,20 ± 0,05[c]	0,13-0,27	0,19 ± 0,05[a]	0,11-0,28	$F_{3, 44} = 3,429$	0,025*
DIN (mg/L)	3,27 ± 1,44	1,39-5,32	3,71 ± 1,22	1,87-5,23	4,46 ± 1,36	2,16-6,53	3,86 ± 1,25	2,29-5,33	$F_{3, 44} = 1,65$	0,192
PO_4^{-3}-P (mg/L)	0,28 ± 0,10	0,15-0,42	0,24 ± 0,05	0,16-0,32	0,30 ± 0,13	0,15-0,50	0,30 ± 0,12	0,15-0,49	$F_{3, 44} = 0,942$	0,428
TP (mg/L)	0,32 ± 0,09	0,22-0,44	0,27 ± 0,05	0,21-0,36	0,36 ± 0,14	0,23-0,56	0,35 ± 0,13	0,22-0,57	$F_{3, 44} = 1,552$	0,214
DIN/TP	11,99 ± 7,41	3,39-21,28	14,51 ± 6,74	5,19-22,74	14,66 ± 7,77	4,70-23,00	13,27 ± 7,41	4,33-24,09	$F_{3, 44} = 0,346$	0,792
Fe (mg/L)	0,12 ± 0,05	0,08-0,24	0,15 ± 0,04	0,10-0,25	0,15 ± 0,06	0,06-0,26	0,15 ± 0,05	0,09-0,27	$F_{3, 44} = 0,667$	0,577
Chl-a (µg/L)	6,62 ± 2,03	4,15-10,65	7,17 ± 2,27	4,23-11,13	10,16 ± 4,91	4,16-18,11	9,19 ± 5,35	4,13-19,31	$F_{3, 44} = 2,145$	0,108

N = nombre d'échantillons ; **SD =** écart-type ; *** =** $p < 0,05$; Valeurs marquées par des lettres sont significativement différentes (*Tukey post-hoc test :* $p < 0.05$).

Tableau 9 : Paramètres physicochimiques des eaux brutes prélevées au niveau de la tour de prise d'eau du barrage de Foum-Gleita durant la période allant du 1er septembre 2017 au 31 août 2018.

Paramètres	**Surface** (*N* = 12)		**-3 m** (*N* = 12)		**-6 m** (*N* = 12)		**Différence entre les profondeurs** (selon ANOVA)	
	Moyenne ± SD	Min-Max	Moyenne ± SD	Min-Max	Moyenne ± SD	Min-Max	F	*p-Values*
T (°C)	27,9 ± 3,5[a]	20,6-30,7	24,9 ± 3,4[b]	18,7-29,3	24,2 ± 4,2[b,c]	16,2-29,1	$F_{2, 33} = 3,461$	0,043*
DO (mg/L)	8,85 ± 2,53[a]	5,1-14,3	5,27 ± 2,11[b]	2,90-8,80	4,24 ± 1,51[b,c]	2,5-6,7	$F_{2, 33} = 16,047$	0,000*
pH	7,7± 0,26[a]	7,2-8,1	8,39 ± 0,47[b]	7,7-9,4	8,7 ± 0,64[b,c]	7,9-9,8	$F_{2, 33} = 16,.304$	0,000*
Salinité (PSU)	0,27 ± 0,07[a]	0,20-0,47	0,33 ± 0,06[b]	0,26-0,47	0,35 ± 0,05[b,c]	0,27-0,47	$F_{2, 33} = 5,220$	0,010*
Secchi (m)	0,31 ± 0,11	0,17-0,49	-	-	-	-	-	-
NO_3^--N (mg/L)	3,61 ± 1,29	2,03-5,15	4,12 ± 2,69	1,08-7,11	4,66 ± 4,66	1,38-7,76	$F_{2, 33} = 0,585$	0,562
NO_2^--N (mg/L)	0,06 ± 0,01[a]	0,04-0,09	0,09 ± 0,03[b]	0,05-0,17	0,13 ± 0,05[c]	0,04-0,22	$F_{2, 33} = 10,778$	0,000*
NH_4^+-N (mg/L)	0,19 ± 0,05[a]	0,11-0,28	0,24 ± 0,04[b]	0,17-0,31	0,27 ± 0,05[b,c]	0,19-0,39	$F_{2, 33} = 8,423$	0,001*
DIN (mg/L)	3,86 ± 1,25	2,29-5,33	4,46 ± 2,67	1,44-7,42	5,07 ± 2,82	1,81-8,22	$F_{2, 33} = 0,791$	0,461
PO_4^{-3}-P (mg/L)	0,30 ± 0,12	0,15-0,49	0,33 ± 0,11	0,21-0,51	0,37 ± 0,12	0,22-0,54	$F_{2, 33} = 0,887$	0,421
TP (mg/L)	0,35 ± 0,12	0,22-0,57	0,38 ± 0,12	0,25-0,58	0,43 ± 0,12	0,25-0,59	$F_{2, 33} = 1,272$	0,293
DIN/TP	13,27 ± 7,41	4,33-24,09	14,60 ± 10,49	2,48-28,30	14,14 ± 9,81	3,06-28,29	$F_{2, 33} = 0,062$	0,939
Fe (mg/L)	0,15 ± 0,05[a]	0,09-0,27	0,18 ± 0,03[b]	0,15-0,28	0,21 ± 0,03[b,c]	0,16-0,28	$F_{2, 33} = 4,690$	0,016*
Chl-a (µg/L)	9,19 ± 5,35[a]	4,13-19,31	4,72 ± 3,45[b]	1,51-14,13	3,24 ± 1,48[b,c]	1,12-6,05	$F_{2, 33} = 8,077$	0,001*

N = nombre d'échantillons ; **SD =** écart-type ; *** =** $p < 0,05$; Valeurs marquées par des lettres sont significativement différentes (*Tukey post-hoc test : p* < 0.05).

III. 1. 1. 1. Température de l'eau

Pendant la période d'étude, la température des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita a présenté des variations similaires sur les 4 sites de prélèvement. Elle a oscillé entre une valeur maximale de 30,7 °C, enregistrée sur le site 4 en périodes estivales, plus précisément au mois de mai 2018, et une valeur minimale de 21,1 °C notée sur le site 3 en périodes hivernales, plus exactement au mois de janvier 2018, avec une température moyenne annuelle de surface de l'ordre de 27,9 °C (**Figure 20**).

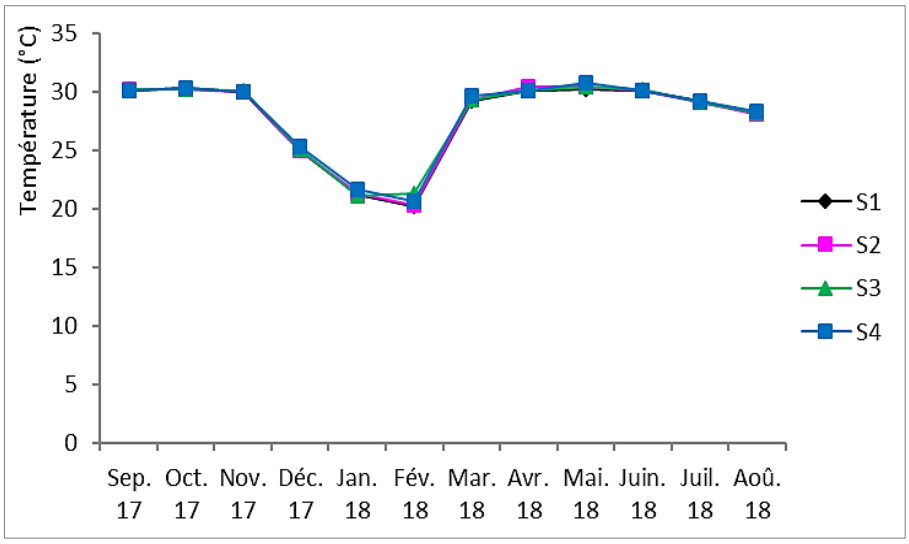

Figure 20 : Variations spatiotemporelles de la température des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

L'analyse des profils verticaux de la température au niveau de la retenue de ce barrage, montre un état thermique caractérisé par une hétérogénéité verticale assez importante traduite par une diminution progressive de la température en fonction de la profondeur sauf pour le dernier mois de 2017 et les deux premiers mois de 2018 (**Figure 21**). Cette diminution est cependant très marquée durant les trois derniers mois de la période d'étude. Seuls les mois de juillet et août 2018 sont les plus prononcées, où des écarts de 12 °C et de 11 °C ont été enregistrés respectivement entre 0 et 3 m de profondeur avec un écart d'environ 4°C noté entre les profondeurs 3 et 6 m. Ces écarts sont suivis par deux autres écarts enregistrés en juin 2018. Le premier est de l'ordre de 7 °C observé entre 0 et 3 m de profondeur. Le deuxième est d'environ 2,5 °C enregistré entre les profondeurs 3 et 6 m.

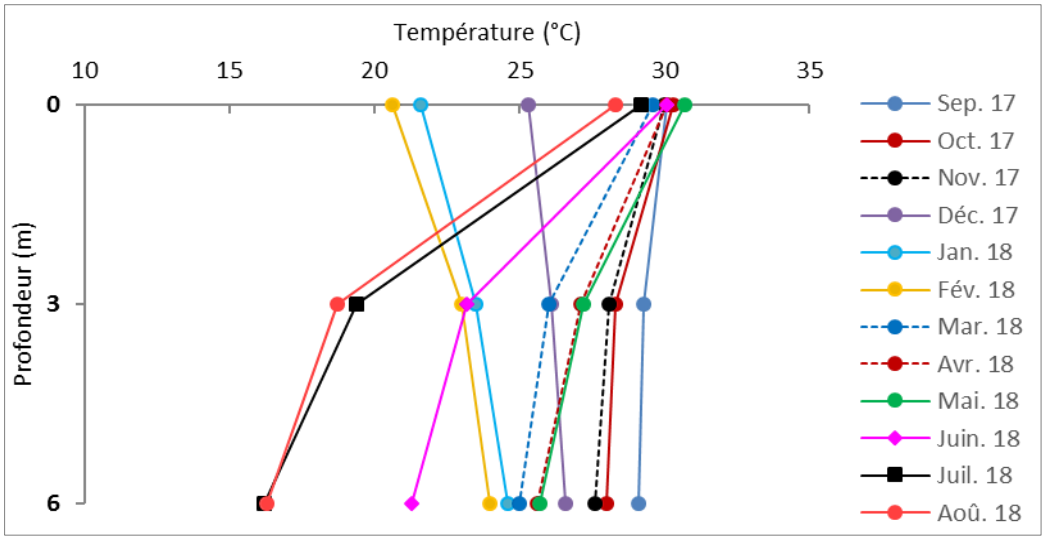

Figure 21 : Variations verticales de la température des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

La température compte parmi les facteurs les plus importants qui permettent à une espèce donnée d'apparaître, d'atteindre un développement maximal, enfin de disparaître à des époques de l'année bien déterminées (Gayral, 1975). Par conséquent, elle est un facteur de répartition important pour la vie aquatique contrôlant ainsi l'ensemble des processus biologiques liés à un environnement donné (Aminot, 1983). Michalski & Lemming (1995) lient la variation de la température des eaux avec celle de la température atmosphérique saisonnière et du brassage vertical. Nos résultats montrent une moyenne annuelle de surface fortement corrélée avec celle de l'atmosphère (r = 0,89, P <0,001). Suivant la classification de Vollenweider (1969), les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita peuvent être considérées comme relativement chaudes. Ce réchauffement s'explique par le fait que la surface de l'eau des lacs est réchauffée par l'énergie solaire (Pourriot, 1982), ainsi que l'allongement des jours et la durée d'ensoleillement qui se produit à partir du printemps (Bougis, 1974). En effet, ces résultats sont très proches de ceux des auteurs Skulberg et *al.* (1984) et Charmichael et *al.* (1990), qui rapportent que les cyanobactéries prolifèrent dans une eau dont la température est comprise entre 15 et 30 °C. Reynolds & Walsby (1975) suggèrent pour la prolifération des cyanobactéries un optimum de température variant entre 25 et 35 °C. La stratification thermique éphémère ainsi que l'homogénéité verticale du régime thermique de la retenue d'eau du barrage de Foum-Gleita sont en concordance avec les résultats obtenus par Mouelhi (2000) au cours d'une étude s'étendant de mars 1995 à mai 1998, permettent d'envisager que la retenue Sidi Salem en Tunisie se comporte plutôt comme un milieu polymictique où une certaine stratification thermique éphémère peut s'installer. Ce

même régime thermique s'observe au niveau des eaux de la retenue de l'oued El Maleh au Maroc (Sabour, 2002), qui sont caractérisées par l'absence d'une véritable stratification thermique. Cependant nos observations diffèrent de celles rapportées par Turki (1995, 2002) dans la retenue du barrage Bir M'Chergua (Tunisie) qui se caractérise par une homogénéité verticale de la colonne d'eau.

III. 1. 1. 2. Salinité

Au niveau de la retenue du barrage de Foum-Gleita, les eaux de surface sont marquées par une salinité moyenne relativement faible de l'ordre de 0,27 PSU avec des maxima allant de 0,47 à 0,51 PSU, enregistrés au mois de septembre 2017. Les valeurs minimales ont été comprises entre 0,19 et 0,2 PSU, enregistrées au mois de juin 2018. Les écarts, entre les différents sites de prélèvement, ne sont pas très élevés sauf au mois de juin 2018 où la salinité a atteint une valeur très proche de 0,4 PSU sur le site 3 (**Figure 22**).

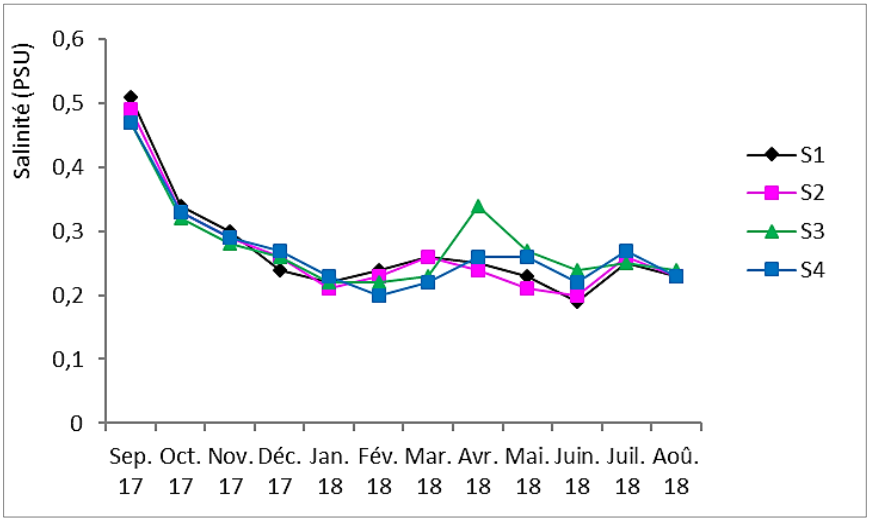

Figure 22 : Variations spatiotemporelles de la salinité des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

À l'exception des mois de septembre et octobre 2017, les profils verticaux montrent une hétérogénéité de la salinité tout au long de la colonne d'eau (**Figure 23**). Cette hétérogénéité est cependant très marquée durant les cinq premiers mois de 2018.

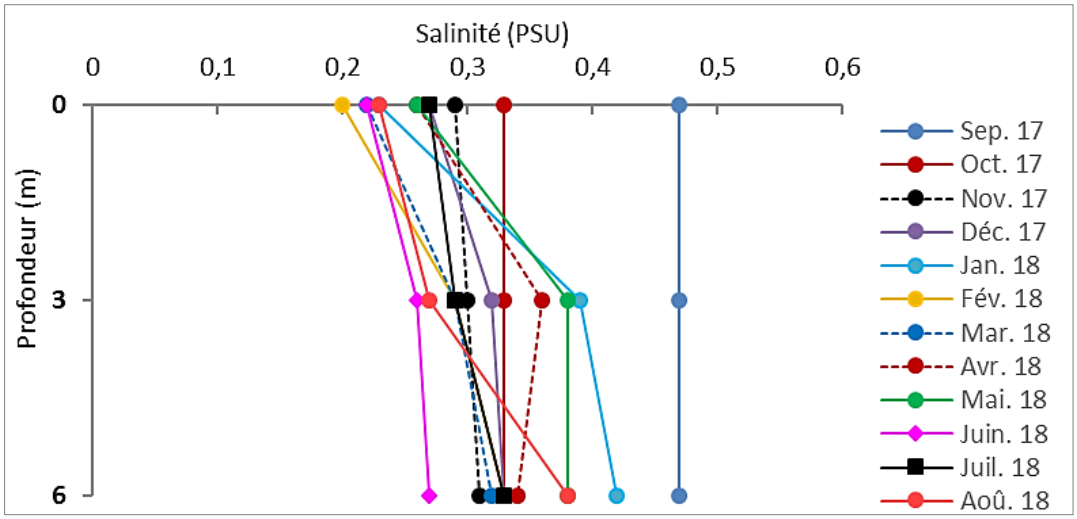

Figure 23 : Variations verticales de la salinité des eaux de la retenue du barrage de Foum- Gleita.

La salinité influence plusieurs propriétés de l'eau telles que la conductivité électrique de l'eau, la densité ou le point de congélation de l'eau. Bien qu'elle intervienne aussi dans la sélection des organismes vivants d'un hydrosystème donné (Nisbet & Vernaux, 1970), les valeurs de salinité des eaux de notre barrage apparaissent légèrement inférieures à celles rapportées par El-Herry (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie (0,5 à 0,7 PSU), ceci pourrait être attribué à l'abondance des précipitations qui agissent directement sur la concentration en sels dissous au niveau du plan d'eau.

Cependant, nos résultats de salinité tout au long de la colonne d'eau ne s'accordent pas avec les résultats obtenus par Moulhi (2000) et Turki (2002) dans les retenues tunisiennes Sidi Salem et Bir M'Chergua respectivement. Cette discordance pourrait être expliquée par l'effet que la teneur totale en sels dissous dépend essentiellement des terrains traversés par les cours d'eau alimentant la retenue du barrage (Nisbet & Vernaux, 1970).

III. 1. 1. 3. Oxygène dissous (DO)

Pendant la période d'étude, les teneurs en oxygène dissous des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita ont oscillé entre 5 mg/L, notée sur le site 3 durant le mois de mars 2018, et 17,85 mg/L, enregistrée en août 2018 sur le site 2 (**Figure 24**), avec une moyenne annuelle de surface de l'ordre de 9,06 mg/L. Ces valeurs sont indicatrices d'un milieu relativement aéré.

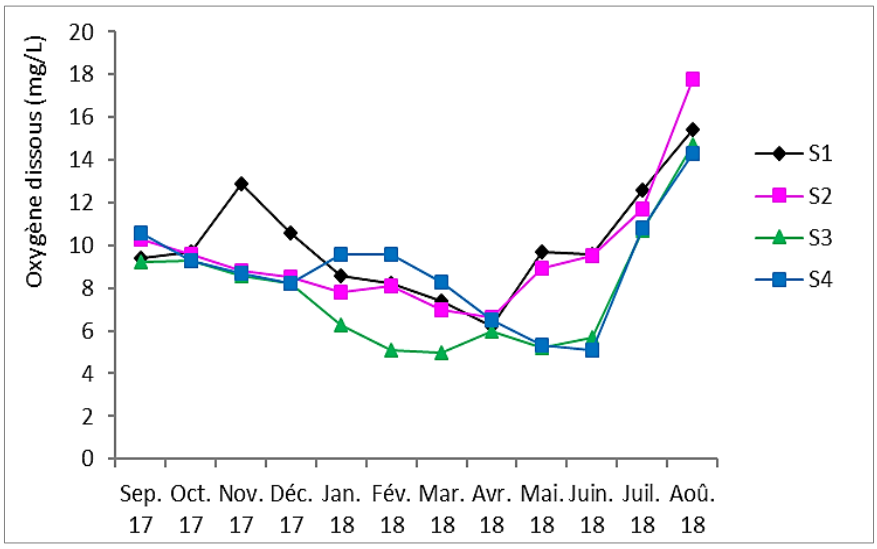

Figure 24 : Variations spatiotemporelles de l'oxygène dissous dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Les profils verticaux des teneurs en oxygène dissous de la retenue du barrage de Foum-Gleita montrent une diminution importante de l'oxygène en fonction de profondeur (**Figure 25**). En effet, au mois de septembre 2017, les teneurs en oxygène dissous ont atteint 2,5 mg/L au fond de la retenue. Au mois d'août 2018, des écarts très importants de l'ordre de 5,5 mg/L et 2,1 mg/L ont été respectivement enregistrés au niveau des couches 0-6 m, et 3-6 m.

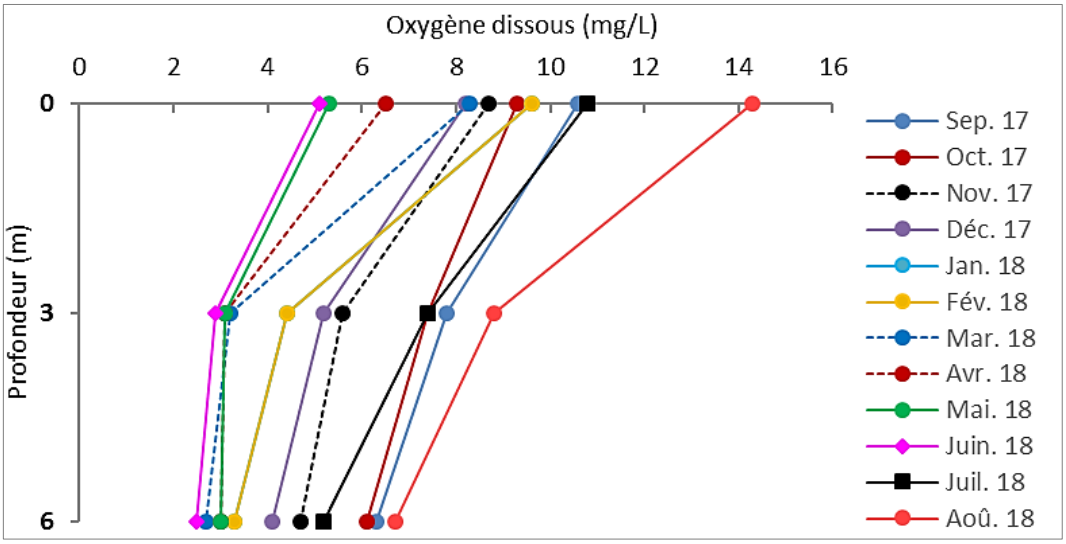

Figure 25 : Variations verticales de l'oxygène dissous dans les eaux de la retenue du de Foum-Gleita.

Bien que l'oxygène dissous soit utilisé par les organismes aquatiques pour la respiration et par les phénomènes d'oxydation (Aminot, 1983), il joue dans les milieux lacustres le rôle d'un intermédiaire indispensable entre les composantes organiques et minérales (Dussart, 1992). Sa concentration dans le milieu est étroitement dépendante de la pression atmosphérique et de la température, en son absence, des respirations anaérobies se développent, pouvant avoir des effets défavorables tels que la mise en solution de métaux réduits (fer, manganèse et métaux lourds), production de méthane (CH_4) et d'hydrogène sulfuré (H_2S) (Labroue et *al.*, 1995).

Nos teneurs en oxygène dissous des eaux de surface sont très proches de celles observées dans la retenue du barrage Sidi Salem en Tunisie (5,10 à 13,10 mg/L ; Mouelhi, 2000). Cependant, elles sont supérieures à celles rapportées dans les retenues des barrages Lebna (Tunisie : El-Herry, 2008) et Foum El-Khanga (Algérie : Allalgua et *al.*, 2017). Toutefois, la faiblesse de nos teneurs en oxygène au fond de la retenue du barrage de Foum-Gleita pourrait être expliquée par le fait qu'en période de stratification thermique, la turbulence des eaux est partielle, n'affectant que les couches superficielles, séparant ainsi une zone trophogène où la production d'oxygène est élevée suite à un important phénomène de photosynthèse, alors qu'au niveau des couches profondes, seuls les processus de décomposition et de respiration persistent dans le milieu (Dussart, 1992). Par ailleurs, nous avons constaté que la variation verticale de l'oxygène dissous au niveau de la retenue prospectée suit celle de la température. Ce constat concorde parfaitement avec les observations de Dussart (1992), qui indiquent que la distribution de l'oxygène est étroitement liée aux variations de la température. Il concorde également avec les résultats trouvés dans les retenues des barrages tunisiens Lebna (El-Herry, 2008), Sidi Salem (Mouelhi, 2000) et Bir M'Chergua (Turki, 2002) où les teneurs maximales sont observées en surface et les minimales en profondeur.

III. 1. 1. 4. Potentiel d'hydrogène (pH)

Lors des relevés *in situ* du pH des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita, nous avons remarqué que les écarts entre les sites de prélèvement ne sont pas très élevés avec une valeur maximale de 8,06 enregistrée aux sites 3 et 4 durant le mois d'octobre 2017. En revanche, c'est en février et en août 2018 que les valeurs les plus basses (pH : 7,1) ont été relevées respectivement sur les sites 3, 1 et 4 (**Figure 26**). Toutefois, les valeurs moyennes du pH ont varié de 7,5 à 7,8.

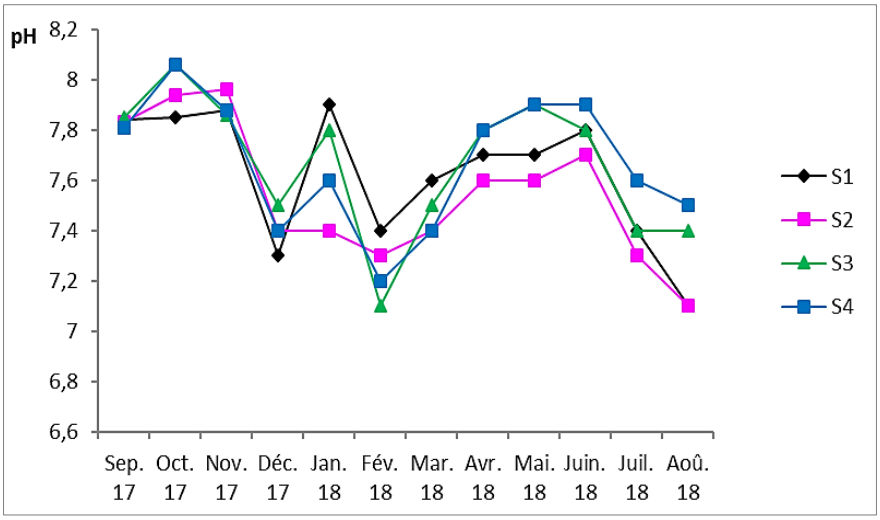

Figure 26 : Variations spatiotemporelles du pH des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Les profils verticaux du pH dans notre barrage montrent une légère augmentation en fonction de la profondeur à l'exception des cinq premiers mois de 2018 (**Figure 27**). Durant les cinq premiers mois de 2018, on note une augmentation très remarquable du pH. Elle est de l'ordre de 1,5 entre 0 et 3 m de profondeur et de 0,5 entre les profondeurs 3 et 6 m.

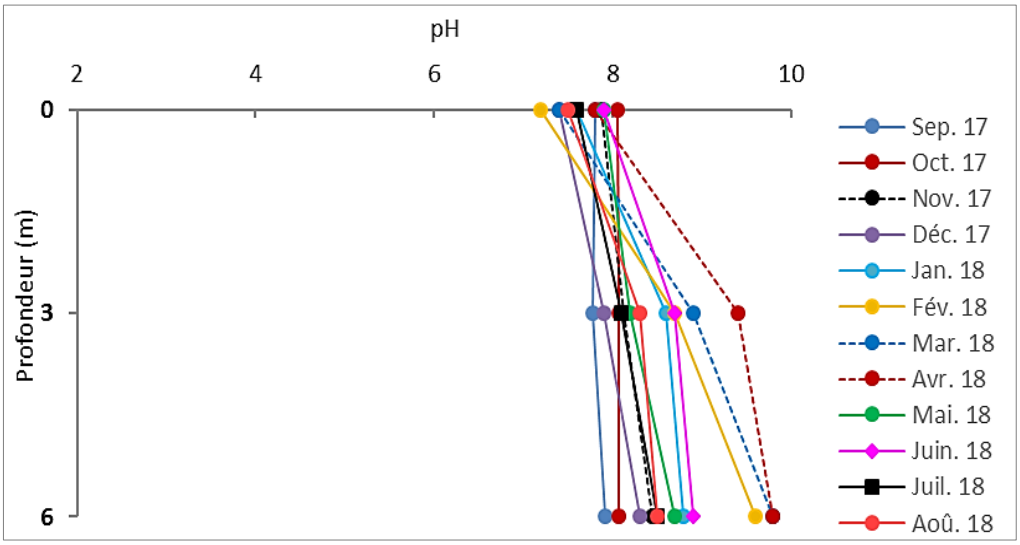

Figure 27 : Variation verticale du pH des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Le potentiel d'hydrogène caractérise un grand nombre d'équilibre physicochimique et dépend des facteurs multiples dont l'origine de l'eau. Il détermine l'acidité, l'alcalinité et la neutralité des solutions (Dussart, 1992). De ce fait, il est considéré comme un indicateur de la quantité et de la nature des ions minéraux en suspension dans l'eau. Par conséquent, ce paramètre

permet d'estimer le degré d'agressivité d'une eau et son aptitude à la vie animale supérieure. De plus, ce paramètre est assez variable dans les eaux douces en fonction de l'heure du jour, de la température, de l'insolation, de l'intensité lumineuse, de l'assimilation chlorophyllienne et de la respiration des organismes vivants (Dussart, 1992). Toutefois on note que la légère alcalinité des eaux de surface de notre barrage concorde parfaitement avec les observations de Rippka (1988) et de Reynolds & Walsby (1975), et nos valeurs de pH sont très proche des celles enregistrées dans les retenues des barrages tunisiens Sidi Salem (7,89 à 8,20 ; Mouelhi, 2000), Bir M'Chergua (7,7 à 8,4 ; Turki, 2002), Sejnène et Joumine (7,6 à 8,3 et 6,9 à 8,5 respectivement ; Bel Haj Zekri, 2003) et Sidi Saad (7,01 à 8,19 ; Dhaouadi, 2003). Cependant, la légère augmentation du pH des eaux en fonction de la profondeur de notre barrage concorde parfaitement avec les observations de Pick & Lean (1987). Elle pourrait être expliquée par l'importante activité photosynthétique résultante d'un développement notable du peuplement algal généralement observé au niveau de cette strate.

III. 1. 1. 5. Transparence

Pendant la période d'étude, les profondeurs d'extinction du disque de Secchi dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita ont varié entre un minima de 0,16 m, observé au site 2 durant le mois d'août 2018 et un maxima de 0,49 m, enregistré au site 4 durant le mois de mai 2018, avec une profondeur moyenne de l'ordre de 0,32 m (**Figure 28**). Ces valeurs témoignent que les eaux du barrage de Foum-Gleita sont peu transparentes. Cette situation pourrait être attribuée essentiellement aux apports très élevés en argile véhiculés par les affluents à partir du bassin versant.

Cependant, l'estimation de la profondeur de la zone euphotique (Zeu), par la relation de Landner & Wahlgreen (1986) a permis de constater que, la profondeur de la zone euphotique au niveau de la retenue prospectée varie entre 0,41 et 1,25 m. Elle suit les mêmes variations de la profondeur de distinction du disque de Secchi (ZDS).

Bien que les mesures réalisées à l'aide du disque de Secchi nous avons renseigné sur l'évolution saisonnière de la transparence de l'eau qui permet d'estimer la pénétration de la lumière dans la colonne d'eau, nos résultats de Secchi sont en concordance avec l'observation qui rapporte que la transparence, dans un plan d'eau, varie en fonction de l'abondance des particules en suspension : argile, limon, etc. (Balvay, 1985).

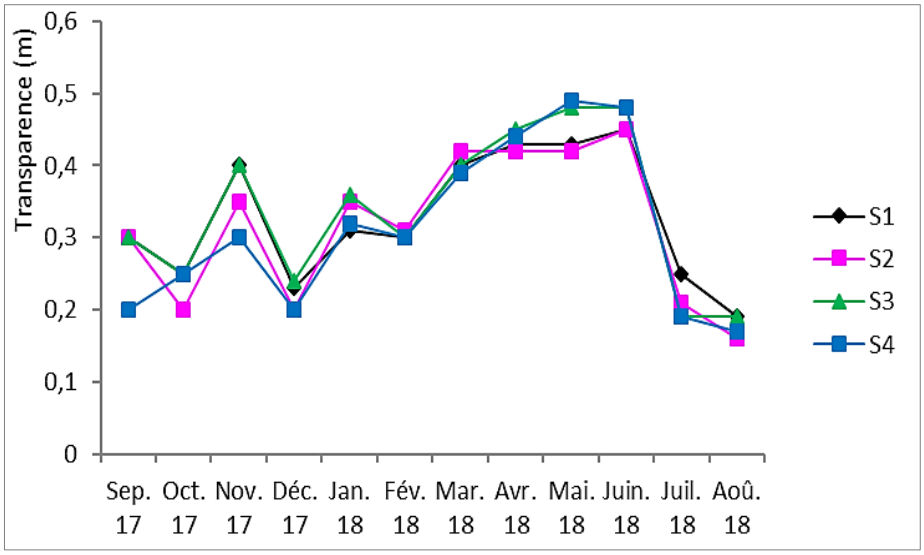

Figure 28 : Variations spatiotemporelles de la transparence des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

III. 1. 1. 6. Éléments azotés et phosphorés

III. 1. 1. 6. 1. Nitrates (NO_3^--N)

Pendant la période d'étude, les concentrations en nitrates dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita ont oscillé entre une valeur minimale de 1,22 mg/L, enregistrée sur le site 1 durant le mois d'août 2018, et une valeur maximale de 6,17 mg/L, enregistrée sur le site 3 au cours du mois de mars 2018, avec une moyenne annuelle de 3,59 mg/L (**Figure 29**).

Toutefois on note que les teneurs les plus élevées en nitrates ont été enregistrées durant la période allant de septembre 2017 à mars 2018, alors que les plus faibles sont observées entre avril et août 2018.

Les profils verticaux des teneurs en nitrates de la retenue du barrage de Foum-Gleita, montrent des fluctuations très importantes par profondeur, variant de 1,08 mg/L, observée à 3 m en août 2018, à 7,76 mg/L enregistrée au fond de la retenue en janvier 2018 (**Figure 30**).

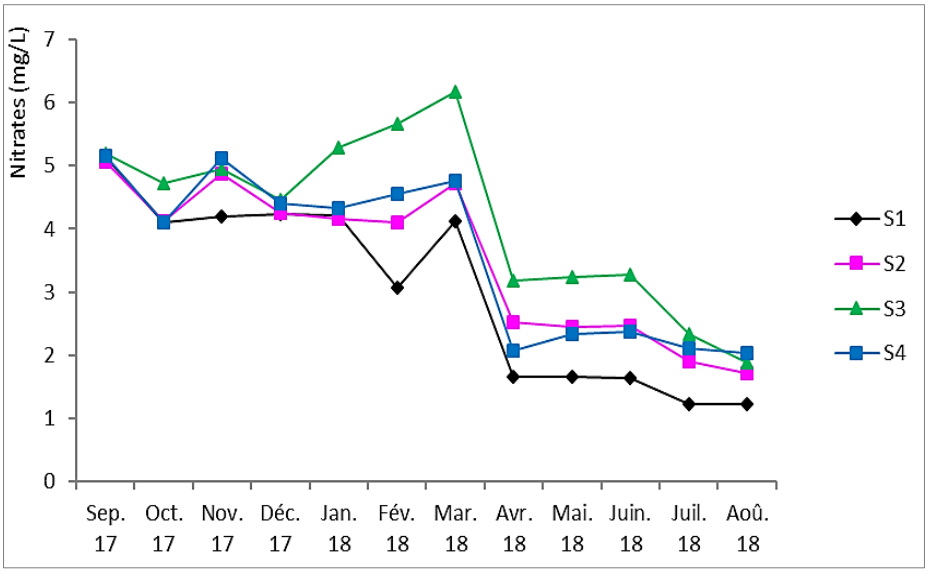

Figure 29 : Variations spatiotemporelles des nitrates dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

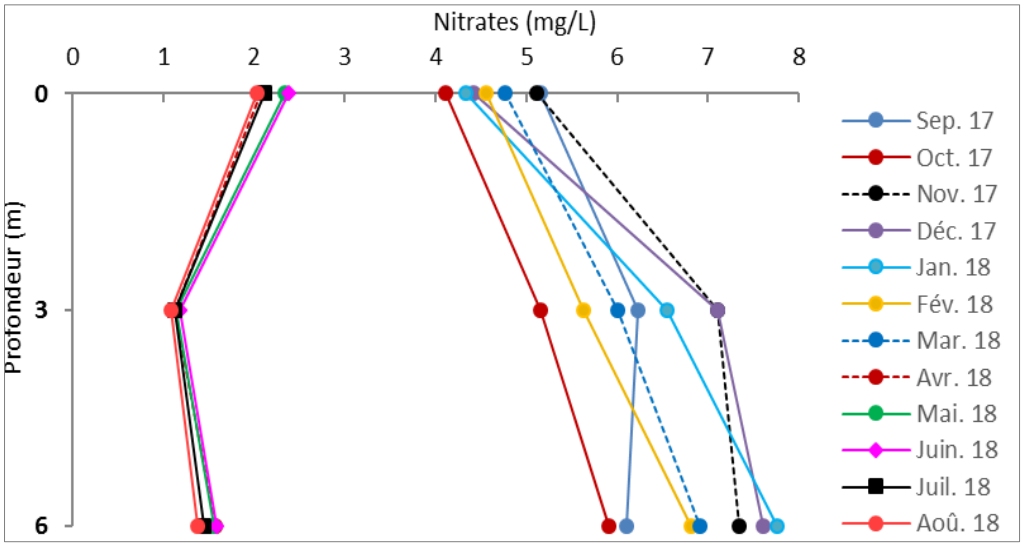

Figure 30 : Variations verticales des nitrates dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Il faut cependant noter que les teneurs en nitrates des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita sont largement supérieures à celles notées par Mageed & Haikal (2005) dans la retenue du barrage Nasser en Egypte (0,2 à 1,6 mg/L), Sabour (2002) dans la retenue du barrage Ouad El Melah au Maroc et par El-Herry (2008) dans la retenue de Lebna en Tunisie (0,053 à 2,35 mg/L), et sont inférieures à celles rapportées par Allalgua et *al.* (2017) dans les eaux du barrage Foum El-Khanga en Algérie (7 à 15 mg/L). Néanmoins, elles sont très proches de celles enregistrées par Saoudi (2008) dans la retenue du barrage Mexa en Algérie

(1,25 à 9,5 mg/L). Par ailleurs, les variations verticales des teneurs en nitrates dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita sont en concordance avec celles observées par El-Herry (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie.

En effet, les nitrates sont des composés inorganiques. Ils ont pour principale origine le lessivage des terres agricoles et la dégradation *in situ* de la matière organique (Corre & Breimer, 1979). Les nitrates, forme la plus oxygénée de l'azote, sont rencontrés dans les eaux naturelles. Leur teneur est variable suivant la saison et selon l'origine des eaux (Dussart, 1992). Leur évolution est étroitement dépendante de la pluviométrie (Ben Rejeb Jenhani, 1989 ; Mouelhi, 2000 ; Turki, 2002).

Labroue et *al.* (1995) ont aussi rapporté que les apports en azote en milieux lacustres sont liés à la fixation biologique par les micro-organismes procaryotes, aux précipitations et aux eaux souterraines ou de surface affluentes. Et, les apports des eaux de surface dépendent de leur proximité des sources de pollution et de leur débit (en aval des villes et des terres agricoles).

III. 1. 1. 6. 2. Nitrites (NO_2^--N)

Au niveau de la retenue du barrage de Foum-Gleita, les teneurs en nitrites de surface ont varié entre 0,01 mg/L, enregistrée sur le site 1 durant le mois d'août 2018, et 0,13 mg/L notée sur le site 3 au cours du mois de mars 2018, avec une moyenne annuelle de 0,04 mg/L (**Figure 31**).

Toutefois on note que les teneurs en nitrites des eaux de la retenue prospectée, suivent presque les mêmes variations que celles des nitrates. La moyenne annuelle des nitrites est de 1 % par rapport à l'azote minéral total.

Les profils verticaux des nitrites dans la retenue du barrage de Foum-Gleita, montrent des teneurs en nitrites variant de 0,04 à 0,22 mg/L, avec une évolution légèrement hétérogène tout au long de la colonne d'eau mise à part les prélèvements du mois de mars où elle s'avère plus importante (**Figure 32**).

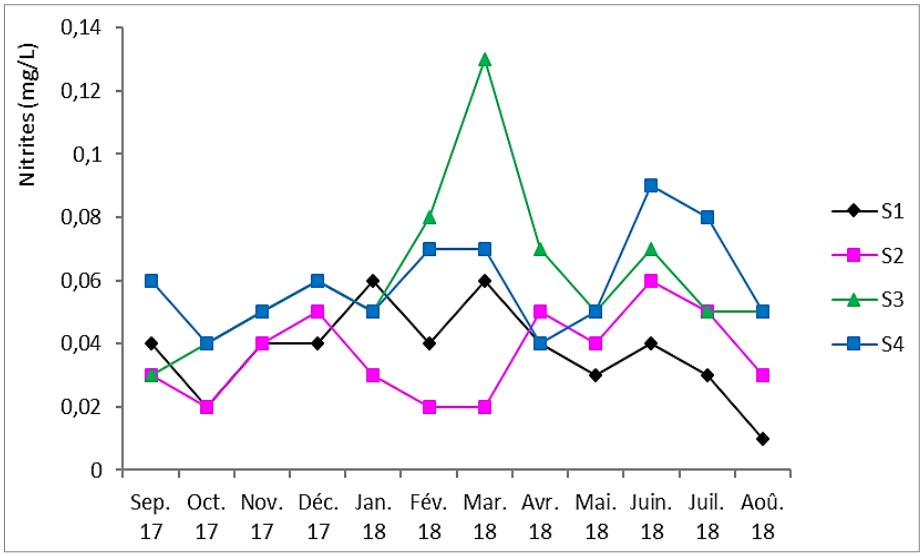

Figure 31 : Variations spatiotemporelles des nitrites dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

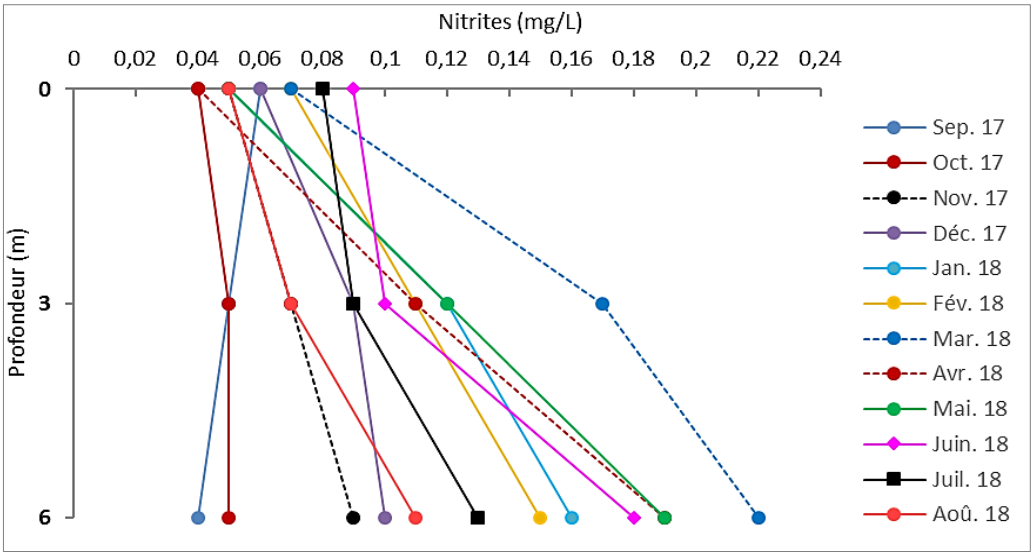

Figure 32 : Variations verticales des nitrites dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Les nitrites résultent de l'oxydation des matières organiques azotées. Ils ne se retiennent que dans les milieux peu oxygénés, parce qu'elles sont instables et ont tendance à s'oxyder en nitrates (Dussart, 1992). Bien qu'ils constituent une forme de transition lors de la réduction des nitrates ou de l'oxydation de l'ammonium (Hill, 1991), les teneurs en nitrites des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita sont très proches de celles rapportées par Saoudi (2008) dans la retenue du barrage Mexa en Algérie (0,04 à 0,16 mg/L) et par El-Herry et *al.* (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie (0,004 à 0,95 mg/L). Cependant

l'évolution de nos teneurs en nitrites en fonction de profondeur ne concorde pas avec les résultats enregistrés dans la retenue du barrage Lebna (Tunisie) qui rapportent une évolution homogène des teneurs en nitrites tout au long de la colonne d'eau (El-Herry et *al.*, 2008).

III. 1. 1. 6. 3. Azote ammoniacal (NH_4^+-N)

Au niveau de la retenue du barrage de Foum-Gleita, les teneurs de surface de l'azote ammoniacal ont oscillé entre 0,14 mg/L, enregistrée en mai 2018 sur le site 2, et 0,23 mg/L, observée sur le site 3 durant le mois de mars (**Figure 33**). Au sein de la retenue prospectée, les ions ammoniums sont présents en faible quantités où ils représentent en moyenne 5% de l'azote minéral total.

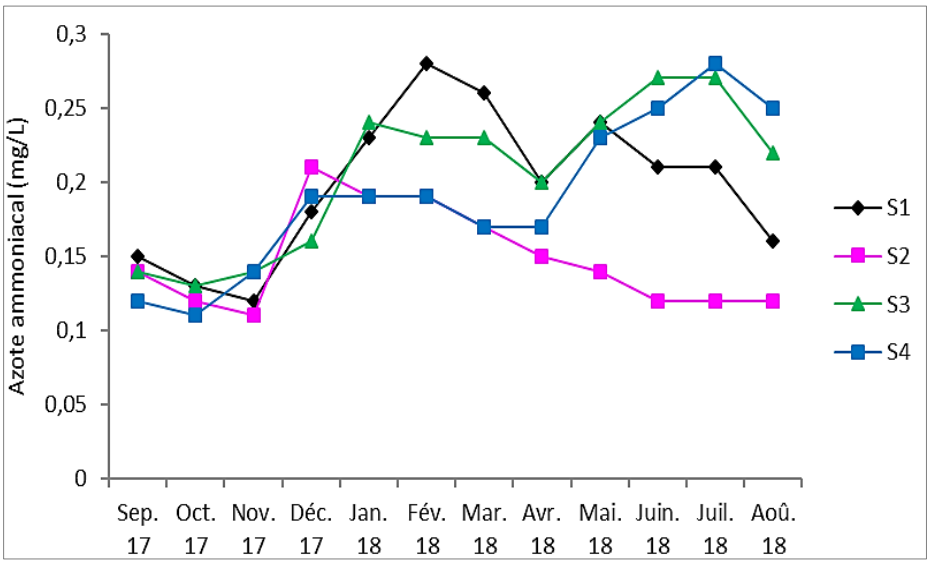

Figure 33 : Variations spatiotemporelles des ions ammoniums dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

D'après les profils verticaux de ce paramètre, les teneurs en azote ammoniacal de la retenue du barrage de Foum-Gleita ont été plus importantes en profondeur qu'en surface. Elles ont varié de 0,26 à 0,29 mg/L (**Figure 34**).

L'azote ammoniacal provient de l'excrétion azotée ou de la décomposition de la matière organique. Bien que la végétation aquatique étant génératrice d'une grande quantité d'oxygène et que le milieu est favorable à la transformation rapide de ces sels en nitrites et en nitrates, sauf dans les zones profondes (Dussart, 1992), nos teneurs élevées en azote ammoniacal, pourraient être expliquées par l'effet conjugué de la forte décomposition de la

matière organique et de la consommation excessive de l'oxygène dissous. Elles sont cependant nettement inférieures à celles obtenues par El-Herry et *al.* (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie (0,02 à 4,68 mg/L) et par Allalgua et *al.* (2017) dans les eaux du barrage Foum El-Khanga en Algérie (0,04 à 0,57 mg/L). Toutefois, elles sont très proches de celles enregistrées par Mouelhi (2000) dans la retenue de Sidi Salem en Tunisie (0,010 à 0,365 mg/L).

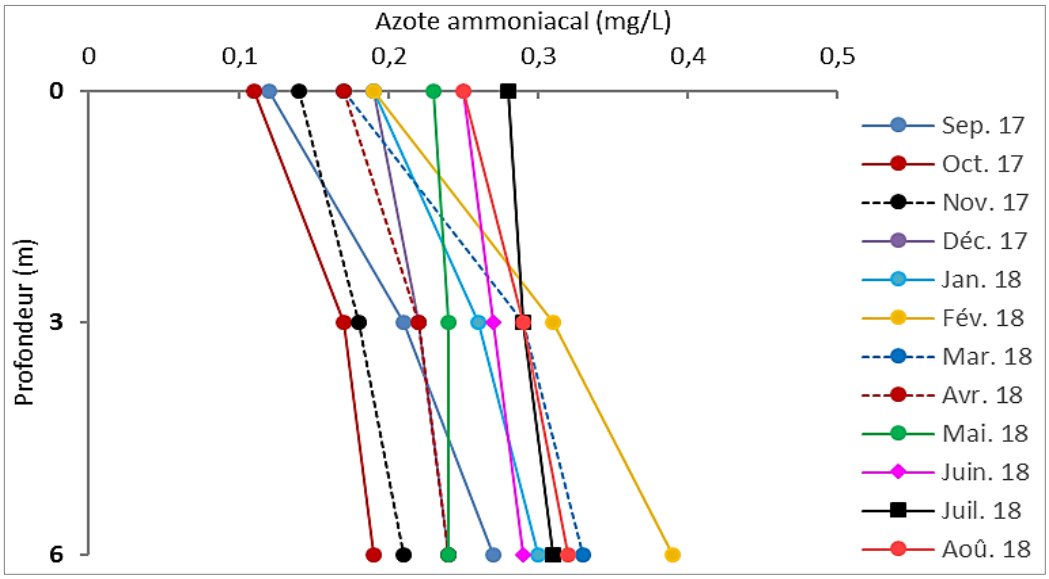

Figure 34 : Variations verticales des ions ammoniums dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

III. 1. 1. 6. 4. Orthophosphates (PO_4^{-3}-P)

D'après nos observations, la retenue du barrage de Foum-Gleita est relativement riche en phosphate. Les teneurs de surface en orthophosphates ont varié entre 0,15 et 0,50 mg/L (**Figure 35**). Ils représentent en moyenne 86 % du phosphore total. Ces teneurs sont très proches de celles parvenues en Algérie par Saoudi (2008) dans la retenue du barrage Mexa (0,09 à 0,45 mg/L) et par Ghedadbia (2012) dans le lac de Tonga (0,01 à 0,48 mg/L). Toutefois, elles sont légèrement supérieures à celles trouvées dans les retenues des barrages tunisiens Lebna (0,01 à 0,26 mg/L ; El-Herry et *al.*, 2008) et Sidi Salem (0,001 à 0,056 mg/L ; Mouelhi, 2000) et dans les eaux du barrage Foum El-Khanga en Algérie (0 à 0,13 mg/L ; Allalgua et *al.*, 2017). Cependant, elles restent largement inférieures par rapport à celles rapportées par Akatumbila et *al.* (2016) dans la rivière Gombe (Congo) et par Makhoukh et

al. (2011) dans les eaux de l'oued Moulouya au Maroc (valeurs maximales respectivement de l'ordre de 39,48 et 1,48 mg/L).

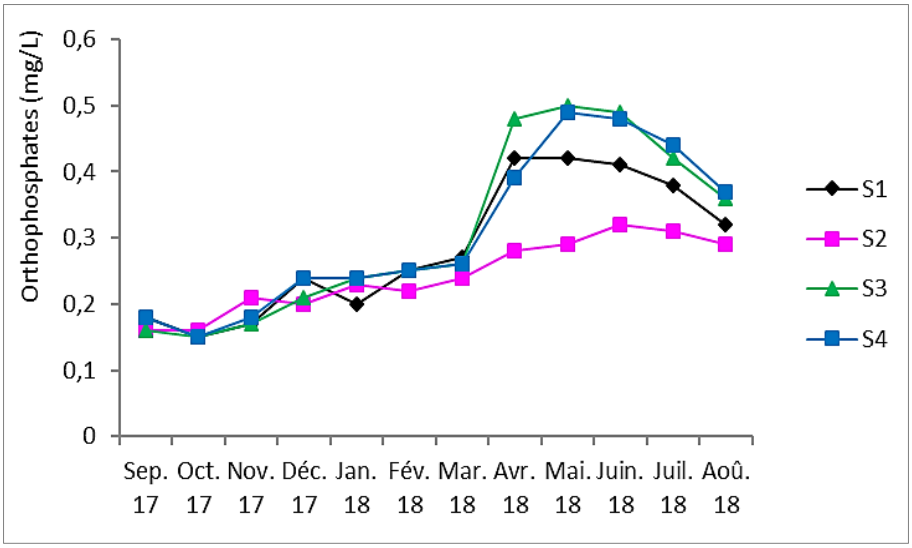

Figure 35 : Variations spatiotemporelles des orthophosphates dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Les profils verticaux des orthophosphates de la retenue du barrage de Foum-Gleita, montrent des teneurs de fond supérieures à celles de surface. Cependant, les teneurs les plus élevées sont enregistrées au fond de la retenue entre mai et août 2018 (**Figure 36**).

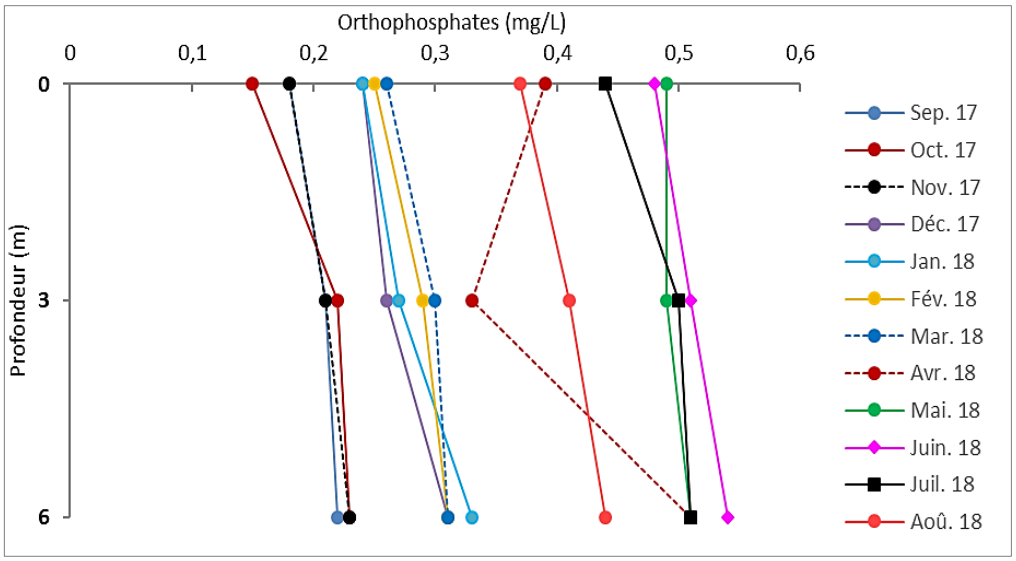

Figure 36 : Variations verticales des orthophosphates dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Les orthophosphates n'existent qu'en petite quantité à l'état libre, mais ils sont recyclés très rapidement, surtout dans les lacs oligotrophes (Pourriot & Meybek, 1995). Selon le même auteur, ils constituent la source majeure du phosphore assimilable par le phytoplancton. Leur concentration dans les écosystèmes aquatiques est conditionnée surtout par la nature lithologique du bassin versant, le pH du milieu et le bilan de sa consommation et de l'excrétion par les organismes vivants (Pourriot & Meybek, 1995). Selon Champiat & Larpent (1988), durant les périodes où les teneurs en oxygène au niveau du fond de retenues sont faibles, les sédiments riches en matière organique et en sulfates, peuvent relarguer une partie du phosphore emmagasiné après réduction du fer et du sulfate, et fournir une source localisée de phosphore libre dans la colonne d'eau. Ce phénomène pourrait expliquer les teneurs d'orthophosphates mesurés près du fond du barrage de Foum-Gleita.

III. 1. 1. 6. 5. Phosphore total (TP)

Au niveau de la retenue du barrage de Foum-Gleita, les apports en phosphore total semblent être constitués en grande partie par la forme minérale. Par conséquent, le phosphore total dans cette retenue a suivi presque les mêmes variations que celles des ions orthophosphates. Quant aux teneurs de surface en phosphore total, elles ont varié entre 0,21 et 0,57 mg/L (**Figure 37**).

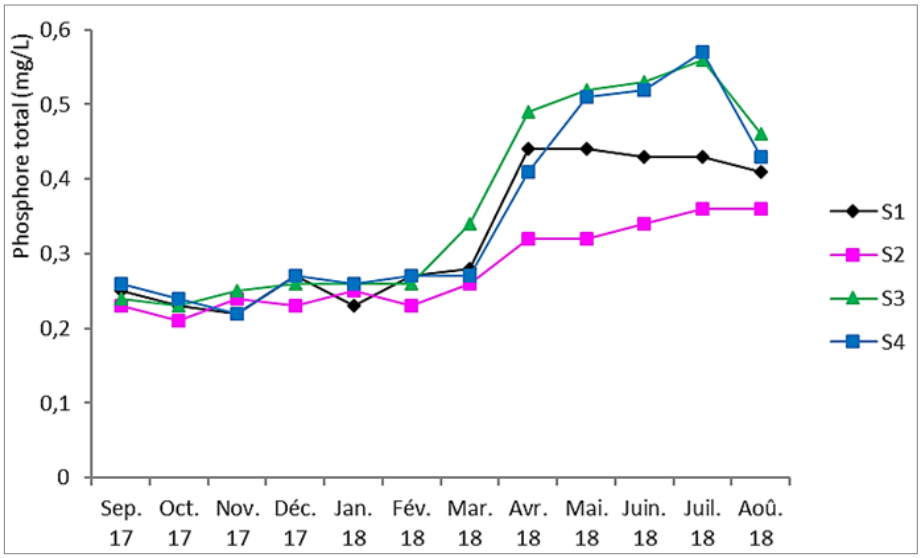

Figure 37 : Variations spatiotemporelles du phosphore total dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

D'après les profils verticaux de cet élément, il atteint la plupart du temps son maximum au fond de la retenue prospectée, excepté les deux premiers mois de 2018 (janvier et février). Toutefois on note que les teneurs en phosphore total au fond de la retenue ont varié entre 0,25 mg/L, enregistrée en octobre 2018, et 0,59 mg/L, observée au mois d'août (**Figure 38**).

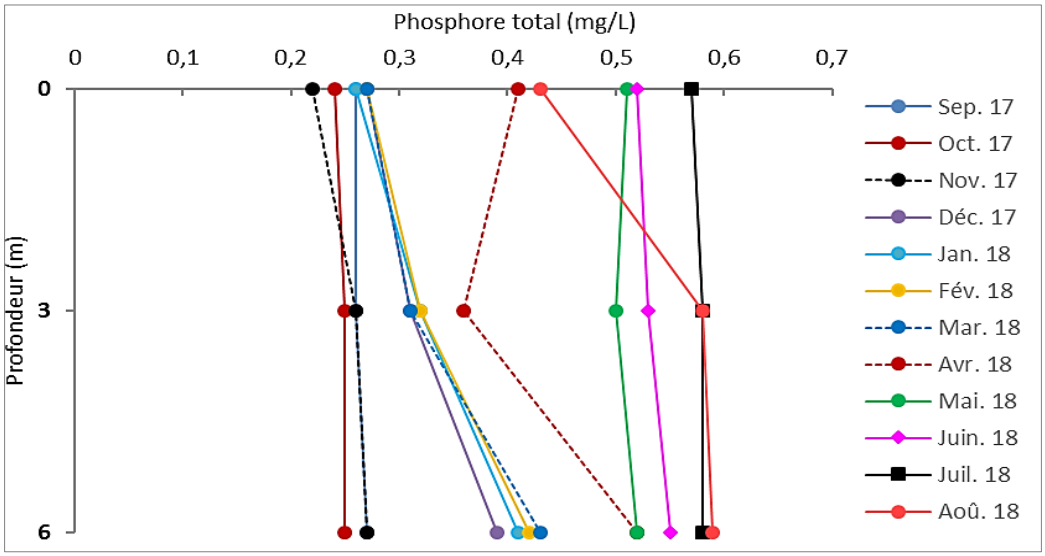

Figure 38 : Variations verticales du phosphore total dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Bien que nos concentrations en phosphore total dépassent largement celles trouvées dans les retenues des barrages tunisiens Sidi Salem (0,016 - 0,184 mg/L ; Mouelhi, 2000) et Bir M'Chergua (0,013 à 0,123 mg/L ; Turki, 2002), elles sont très proches de celles enregistrées par El-Herry et *al.* (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie (0,03 à 0,47 mg/L) et par Mageed & Heikal (2006) dans la retenue de Nasser en Égypte (0,05 à 0,45 mg/L).

III. 1. 1. 7. Ratio TN/TP

Dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita, les valeurs de ce ratio ont montré des fluctuations mensuelles très importantes variant de 3,39 à 24,09 (**Figure 39**).

Toutefois on note que les valeurs de surface les plus élevées de ce rapport (12,56 à 24,09) ont été observées entre les trois derniers mois de 2017 et les trois premiers mois de 2018 témoignant que l'élément phosphore est le facteur limitant dans le milieu d'octobre 2017 à mars 2018. Les plus faibles valeurs ont été enregistrées entre avril et août 2018.

Ainsi, les variations verticales de ce rapport confirment que l'élément phosphore est le facteur limitant dans le milieu durant la période allant de septembre 2017 à mars 2018 (**Figure 40**).

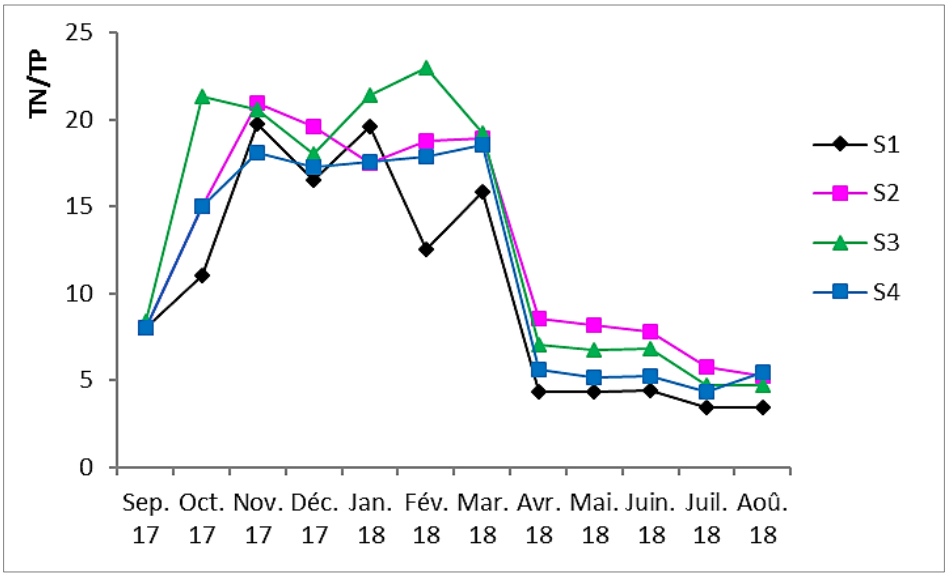

Figure 39 : Variations spatiotemporelles du ratio (TN/TP) dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

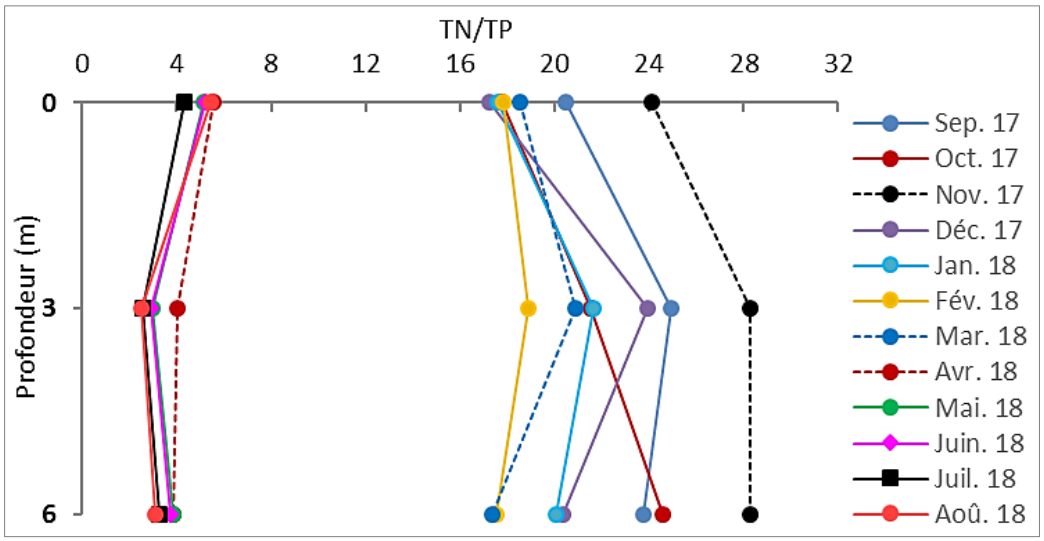

Figure 40 : Variations verticales du rapport (TN/TP) dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Généralement la reconnaissance d'un élément nutritif limitant est essentielle pour planifier les mesures effectives contre l'eutrophisation des plans d'eau (Rast et *al.*, 1989). Son importance relative, change considérablement durant le cycle annuel et diffère selon les lacs (Reynolds, 1984). La production primaire dans les écosystèmes aquatiques est fréquemment soumise à la

limitation par l'azote ou le phosphore ou les deux ensembles (Hellström, 1996). Le ratio (TN/TP) permet de déterminer si les deux nutriments ou l'un ou l'autre, ont été épuisés au point de limiter le développement algal. Pour Ryding & Rast (1994), si le rapport de masse des concentrations est supérieur à 7, le phosphore deviendra probablement le facteur limitant, si le rapport est inférieur à 7N : 1P, ce sera plutôt l'azote, et si le rapport est d'environ 7, les deux éléments ou mêmes d'autres facteurs tels que la température ou la lumière pourraient être limitant.

Nos résultats sont largement inférieurs de ceux trouvés dans les retenues tunisiennes Bir M'Chergua (6,6 à 290,5 ; Turki, 2002), Joumine et Sejnène (6,5 à 39 et 12,5 à 27, respectivement ; Bel Haj Zekri, 2003). Ainsi, ils diffèrent de ceux obtenus par El-Herry et *al.* (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie (0,09 à 69). Pour certain auteur, (Smith, 1983), ce rapport peut être déterminant avec une prolifération de cyanobactéries quand le rapport est faible, inférieur à 29. D'autres auteurs estiment que la consommation forte d'azote lors des proliférations contribuerait à diminuer ce rapport, ainsi l'explication de ce faible rapport serait plus une conséquence qu'une cause de ces proliférations (Lathrop, 1988).

III. 1. 1. 8. Fer (Fe^{2+})

Dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita, les teneurs en fer ont varié de 0,08 à 0,27 mg/L, avec des pics enregistrés en septembre 2017 et en août 2018 (**Figure 41**). En revanche, ces teneurs ont montré une faiblesse durant la période allant d'octobre 2017 à juin 2018.

Il faut cependant noter que, les teneurs de surface en fer de la retenue du barrage de Foum-Gleita voisinent celles enregistrées par Allalgua et *al.* (2017) dans les eaux du barrage Foum El-Khanga en Algérie (0,01 à 0,34 mg/L), Cependant, elles sont largement inférieures à celles rapportées par Saoudi (2008) dans la retenue du barrage de Mexa en Algérie (0,1 à 0,69 mg/L).

D'après les profils verticaux de cet élément, il parait que le fer atteint la plupart du temps son maximum au fond de la retenue du barrage de Foum-Gleita avec des teneurs variant de 0,15 mg/L, enregistré en février 2018 à 3 m de profondeur, et 0,28 mg/L, observé au fond de la retenue au mois de septembre 2017 (**Figure 42**).

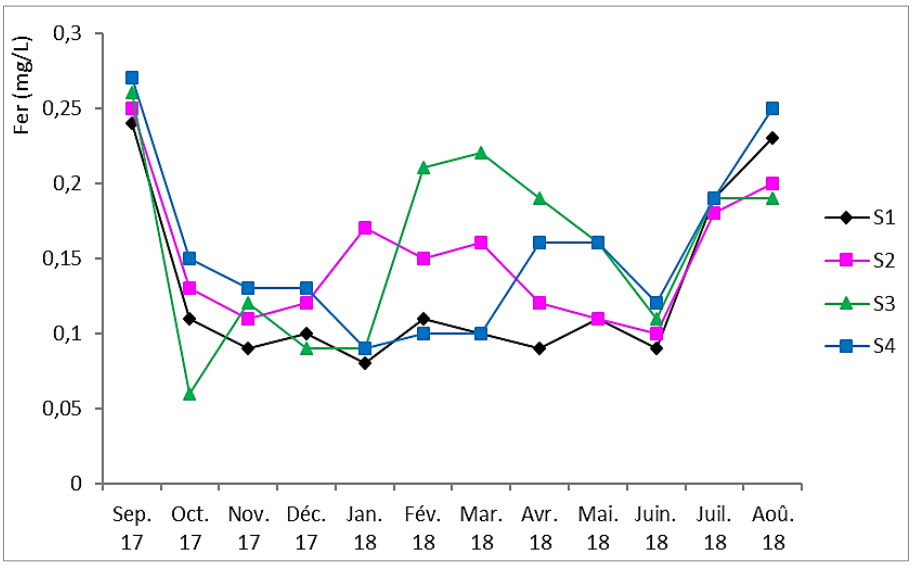

Figure 41 : Variations spatiotemporelles du fer dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

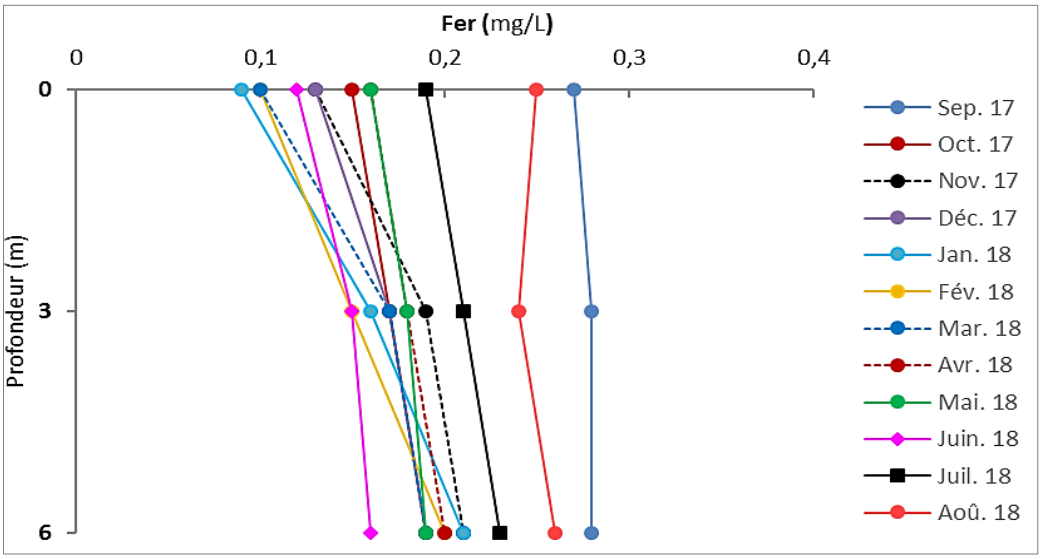

Figure 42 : Variations verticales du fer dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Généralement le fer compte parmi les micronutriments les plus importants pour le développement des cyanobactéries en raison du rôle qu'il joue dans la photosynthèse (Gaujous, 1995 ; Hyenstrand *et al.* 1998 ; Sarazin *et al.*, 2004). Plusieurs expériences ont démontré qu'un enrichissement en fer favorise la croissance des cyanobactéries relativement aux algues eucaryotes (Hyenstrand *et al.* 1998). Par conséquent, la faiblesse de nos teneurs en fer pourrait être due à l'utilisation du fer par les cyanobactéries lors de leur prolifération.

III. 1. 1. 9. Chlorophylle-a

Au niveau de la retenue du barrage de Foum-Gleita, l'évolution de la chlorophylle-a a montré des fluctuations mensuelles importantes. Les teneurs de surface ont varié de 4,13 µg/L, enregistrée en décembre 2017, à 19,31 µg/L, observée en mai 2018 sur le site 4, avec une moyenne annuelle de l'ordre de 8,29 µg/L (**Figure 43**). Toutefois, on note que les teneurs les plus élevées de la chlorophylle-a coïncident parfaitement avec celles de la densité phytoplanctonique totale sauf pour le mois de janvier 2018.

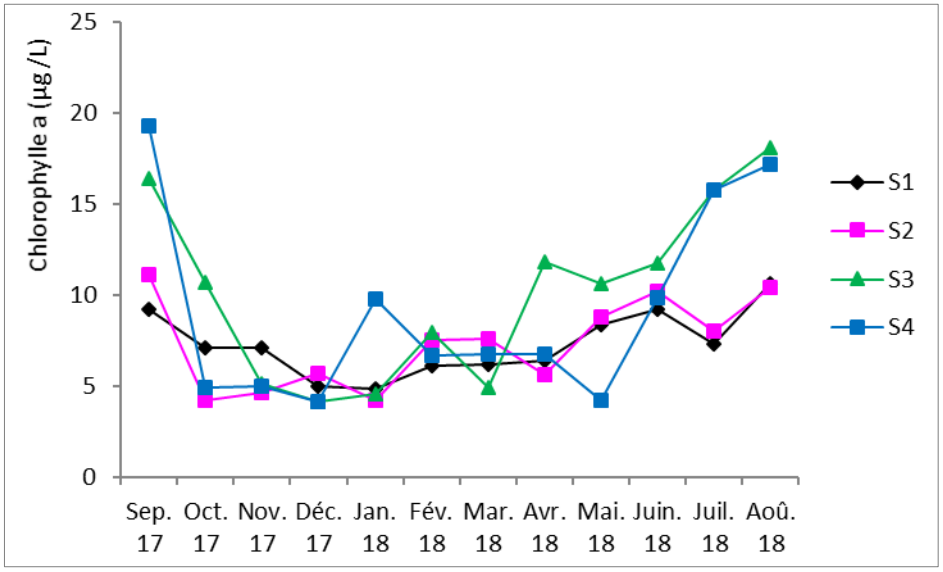

Figure 43 : Variations spatiotemporelles de la chlorophylle-a dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Comparativement à d'autres retenues, les teneurs en chlorophylle-a des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita sont largement supérieures à celles obtenues par El- Herry (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie (0,28 à 4,45 µg/L), et sont largement inférieures à celles obtenues par Bensafia (2005) dans le lac Oubeïra en Algérie (7 à 250 µg/L). Cependant, ces teneurs sont comparables à celles rapportées par Bensafia (2005) dans le lac Tonga en Algérie (0,5 à 20 µg/L).

D'après l'analyse des profils verticaux de ce pigment photosynthétique, il parait que la chlorophylle-a dans la colonne d'eau de la retenue du barrage de Foum-Gleita suit une distribution homogène en période hiverno-printanière et fluctuante en période estivo-

automnale (**Figure 44**). Ces distributions concordent avec celles de la chlorophylle-a obtenues par El-Herry (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie.

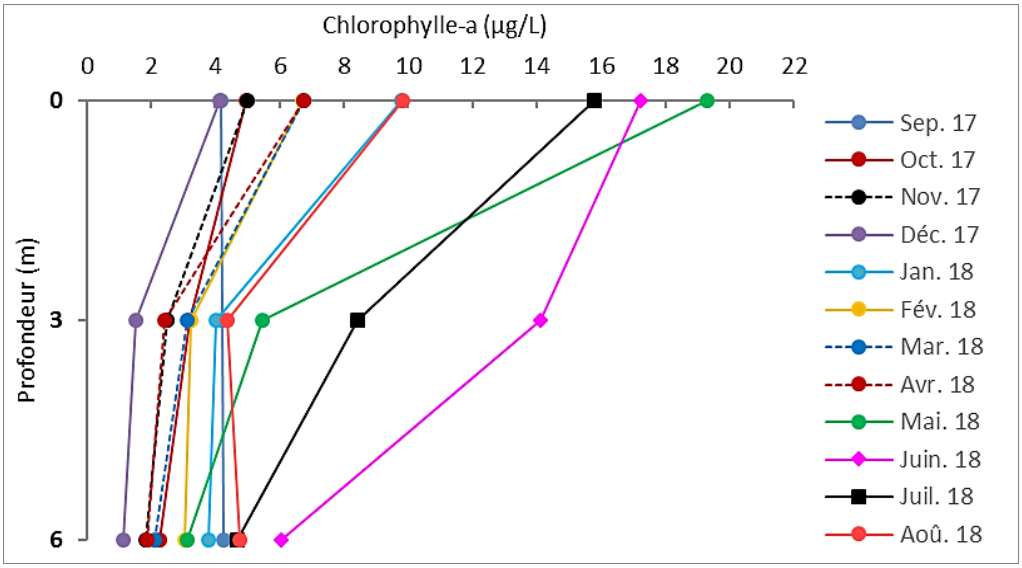

Figure 44 : Variations verticales de la chlorophylle-a dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Généralement la chlorophylle-a est présent dans la quasi-totalité des cellules phytoplanctoniques en tant que pigment principal des centres réactionnels des photosystèmes (Keebler et *al.* 2010 ; Claustre et *al.* 2003). La détermination de sa concentration est souvent utilisée pour évaluer la quantité totale de phytoplancton en terme de biomasse photosynthétique. La coïncidence des pics de la chlorophylle-a et ceux de la densité phytoplanctonique totale observée dans la retenue du barrage de Foum-Gleita pourrait être liée aux variations de la teneur cellulaire en chlorophylle qui dépend notamment de la densité cellulaire (Devaux et *al.*, 1982), des quotas cellulaires en nutriment (Capblancq, 1982 ; Dauta, 1982) et des conditions d'éclairement (un éclairement intense entraîne une réduction du contenu cellulaire en chlorophylle) (Testard, 1983).

Cette observation concorde parfaitement avec les études qui ont trouvé de bonnes corrélations entre la chlorophylle-a et la biomasse phytoplanctonique (Cherifi, 1992 ; Sbiyyaa, 1997 ; El-Herry, 2008), alors que d'autres études n'ont pas abouti à des corrélations très satisfaisantes (Loudiki, 1990 ; Hasnaoui, 1992 ; Fquih Berrada, 2001).

D'après les deux auteurs Neuveux (1974) et Sabour (2002), la teneur de la chlorophylle-a est nettement influencée par beaucoup de facteurs tels que la composition spécifique, l'état

physiologique des algues, la densité cellulaire, la lumière, la température et l'heure de la journée. Toutefois, on note que certains auteurs ont trouvé de bonnes corrélations entre la chlorophylle-a et la biomasse phytoplanctonique (Kim, 1981 ; Canfield et *al.*, 1985 ; Hasnaoui, 1992 ; Sbiyyaa, 1997).

III. 1. 1. 10. Indices d'état trophique (IET)

Le calcul de l'indice d'état trophique- IET (*Trophic State Index- TSI*) de la retenue du barrage de Foum-Gleita, qui a intégré les valeurs moyennes du phosphore total (TP) et de la chlorophylle-a (Chl-a) analysés en surface sur les trois premiers sites (S1, S2 et S3) et en profondeur (surface, 3 m, 6 m) sur le site (S4), résulte en une valeur moyenne de 72,17 en surface et 70,10 au fond de la retenue (**Tableaux** : **10** et **11, Figure 45**).

Suivant la classification de Carlson & Simpson (1996) (**Tableau 6, page 83**) et celle d'Ebrahimpour et *al.* (2012) (**Tableau 7, page 84**), ces valeurs classent donc la retenue du barrage de Foum-Gleita au stade hypereutrophe, soit une retenue vieille et en mauvaise santé. Cette situation est plus prononcée durant la saison chaude (en surface : septembre 2017 ; au fond : juin- juillet 2018).

Tableau 10 : Indice d'état trophique de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Sites	Profondeur	TP (µg/L)	Chl-a (µg/L)	IET (TP)	IET (Chl-a)	IET total
Site 1	Surface	344,17	8,55	57,05	88,42	**72,74**
Site 2	Surface	328,33	8,10	56,52	87,74	**72,13**
Site 3	Surface	328,33	8,10	56,52	87,74	**72,13**
Site 4	Surface	315,83	7,85	56,22	87,18	**71,70**
	3 m	381,67	4,72	51,22	89,91	**70,57**
	6 m	433,33	3,24	47,54	91,74	**69,64**

TP = phosphore total ; **Chl-a** = chlorophylle-a ; **IET** = indice d'état trophique.

Tableau 11 : Variations spatiotemporelles des indices d'état trophique de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Mois	S1	S2	S3	S4		
	Surface	*Surface*	*Surface*	*Surface*	*3 m*	*6 m*
Sep. 2017	80,37	79,93	79,28	78,72	67,23	67,58
Oct. 2017	77,28	77,14	76,85	76,40	65,61	63,93
Nov. 2017	76,08	76,08	75,91	75,91	64,70	63,42
Déc. 2017	75,03	74,66	74,48	73,44	63,48	63,67
Jan. 2018	73,41	72,80	72,54	71,89	68,50	70,01
Fév. 2018	71,85	70,65	70,37	70,24	67,48	69,08
Mar. 2018	70,08	69,82	69,82	69,52	67,05	67,48
Avr. 2018	69,27	69,14	69,08	68,74	66,91	68,26
Mai. 2018	68,69	67,91	67,78	67,47	73,25	70,75
Jui. 2018	67,44	67,71	67,37	66,80	78,31	74,42
Jul. 2018	66,73	66,38	66,38	66,33	76,42	73,56
Aoû. 2018	66,30	65,96	65,96	65,60	73,20	73,77
Moyenne	71,88	71,51	71,32	70,92	69,34	68,83
Écart-type	4,560	4,560	4,430	4,350	4,770	3,890
Min	66,30	65,96	65,96	65,60	63,48	63,42
Max	80,37	79,93	79,28	78,72	78,31	74,42

S1, S2, S3 et S4 : sites de prélèvement.

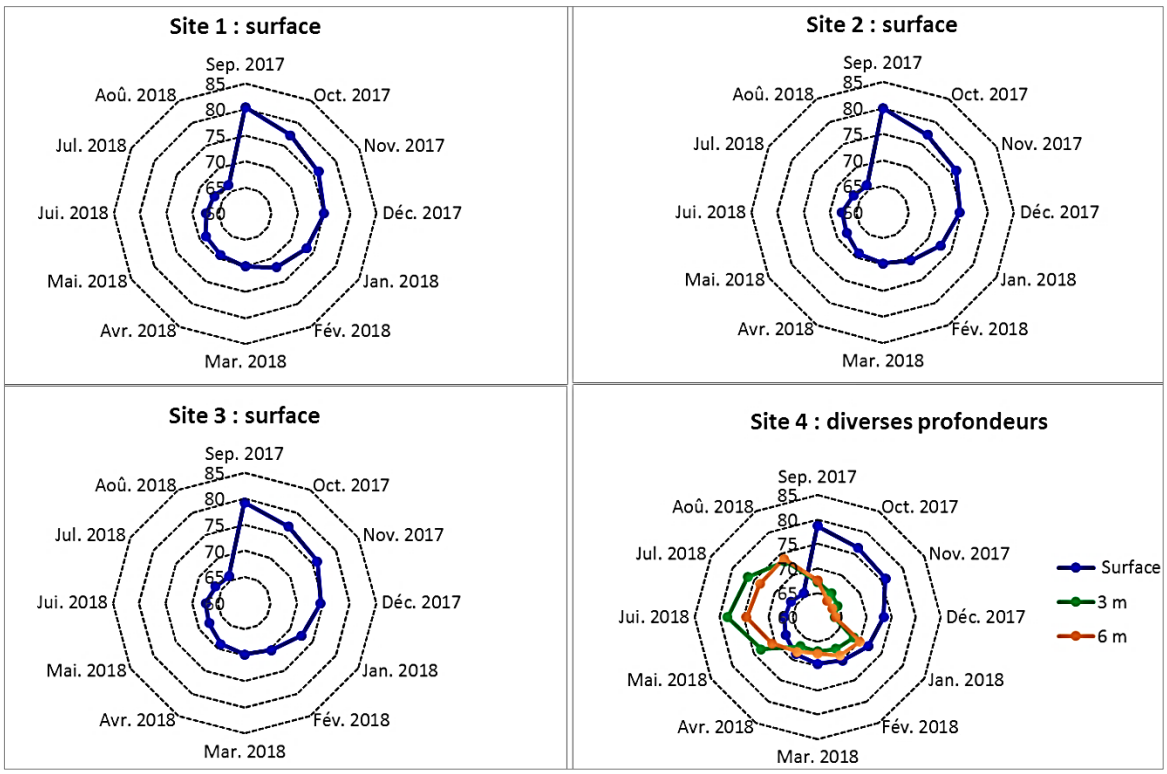

Figure 45 : Graphiques radar des valeurs de l'indice d'état trophique aux différents sites de prélèvement dans la retenue du barrage de Foum-Gleita.

III. 1. 2. Caractérisation biologique des eaux brutes du barrage de Foum-Gleita

III. 1. 2. 1. Peuplements phytoplanctoniques du barrage de Foum-Gleita

Le suivi de l'évolution mensuel du peuplement phytoplanctonique dans la retenue du barrage de Foum-Gleita, nous a permis de recenser 28 taxons se répartissant sur six classes parmi lesquelles on cite les Chlorophycées, les Cyanophycées, les Diatomophycées, les Cryptophycées, les Dinophycées et les Euglénophycées (**Tableau 12**).

Tableau 12 : Inventaire du phytoplancton des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Classes	Ordres	Genres
Chlorophycées	Chlorochoccales	*Scenedesmus* spp. *Monoraphidium* spp. *Oocystis* spp. *Pediastrum* sp. *Kirchneriella* spp.
	Desmediales	*Closterium* spp. *Cosmarium* sp. *Staurastrum* spp. *Staurodesmus* sp.
	Zygnématales	*Mougeotia* sp.
Cyanophycées	Nostocales	*Dolichospermum flos-aquae*
	Chroococcales	*Microcystis aeruginosa* *Chrococcus* spp. *Gleocapsa* spp.
	Oscillatoriales	*Oscillatoria* sp. *Planktothrix* sp. *Lyngbya* sp. *Spirulina* spp.
Diatomophycées	Cymbellales	*Gomphonema* sp.
	Fragilariales	*Fragilaria* sp.
	Naviculales	*Gyrosigma* sp. *Nitzchia* sp. *Pinnularia* sp.
Cryptophycées	Cryptomonadales	*Cryptomonas* sp. *Rhodomonas* spp.
Dinophycées	Prorocentrales Suessiales	*Prorocentrum* sp. *Symbiodinium* sp.
Euglénophycées	Euglenales	*Euglena* sp.

L'analyse qualitative du phytoplancton présent dans les échantillons d'eau des quatre sites de prélèvement, a permis d'obtenir la composition spécifique présentée dans la **Figure 46**. Au sein de cette composition :

La classe des Chlorophycées constitue le groupe le plus présent. Elle représente 42 à 50% de la richesse spécifique globale. Cette classe est principalement dominée par la sous-classe des Desmidiales, notamment les genres *Closterium*, *Staurodesmus* et *Staurastum*. Le site 1 présente la densité la plus élevée de Chlorophycées et ce par rapport aux sites 2, 3 et 4, respectivement.

La classe des Cyanophycées représente la deuxième classe du point de vue diversité spécifique (17 à 32%) avec des densités plus élevées sur les sites 4 et 3 que sur les autres sites 2 et 1, respectivement. Principalement, cette classe est représentée par huit genres dont trois de forme coloniale (*Microcystis, Gloeocapsa et Chroococcus*) et cinq de forme filamenteuse (*Dolichospermum, Oscillatoria, Planktothrix, Lyngbya*, et *Spirulina*).

La classe des Diatomphycées occupent la troisième position après les Chlorophycées et les Cyanobactéries où elles représentent 11 à 13% de la diversité globale. Elle est essentiellement dominée par la sous-classe des Pennatophycidées, notamment les genres *Pinnularia*, *Fragilaria* et *Gomphonema*, avec des densités plus élevées sur le site 2 et ce par rapport à d'autres sites respectifs : 1, 3 et 4.

Les Cryptophycées représentent la quatrième classe dans la diversité globale (7 à 9%). Cette classe est principalement représentée par les deux genres *Cryptomonas* et *Rhodomonas*.

Les Dinophycées représentées par les genres *Prorocentrum* et *Symbiodinium* viennent en cinquième position où ils représentent 5 à 6% de la diversité globale.

Les Euglénophycées ne constituent que 3 à 5% de la richesse spécifique globale. Ils sont dominés par le genre *Euglena.*

D'après le cycle annuel du développement des différents groupes phytoplanctoniques dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita, la densité phytoplanctonique de surface est restée globalement faible. Elle a oscillé entre un minimum de 0,652 10^5 ind/L, enregistré sur le site 2 en mai 2018, et un maximum de 27,20 10^5 ind/L, enregistré sur le site 3 en août 2018, avec toutefois deux périodes plus prolifiques : septembre-novembre (2017) et juillet-août (2018), (**Figure 47**).

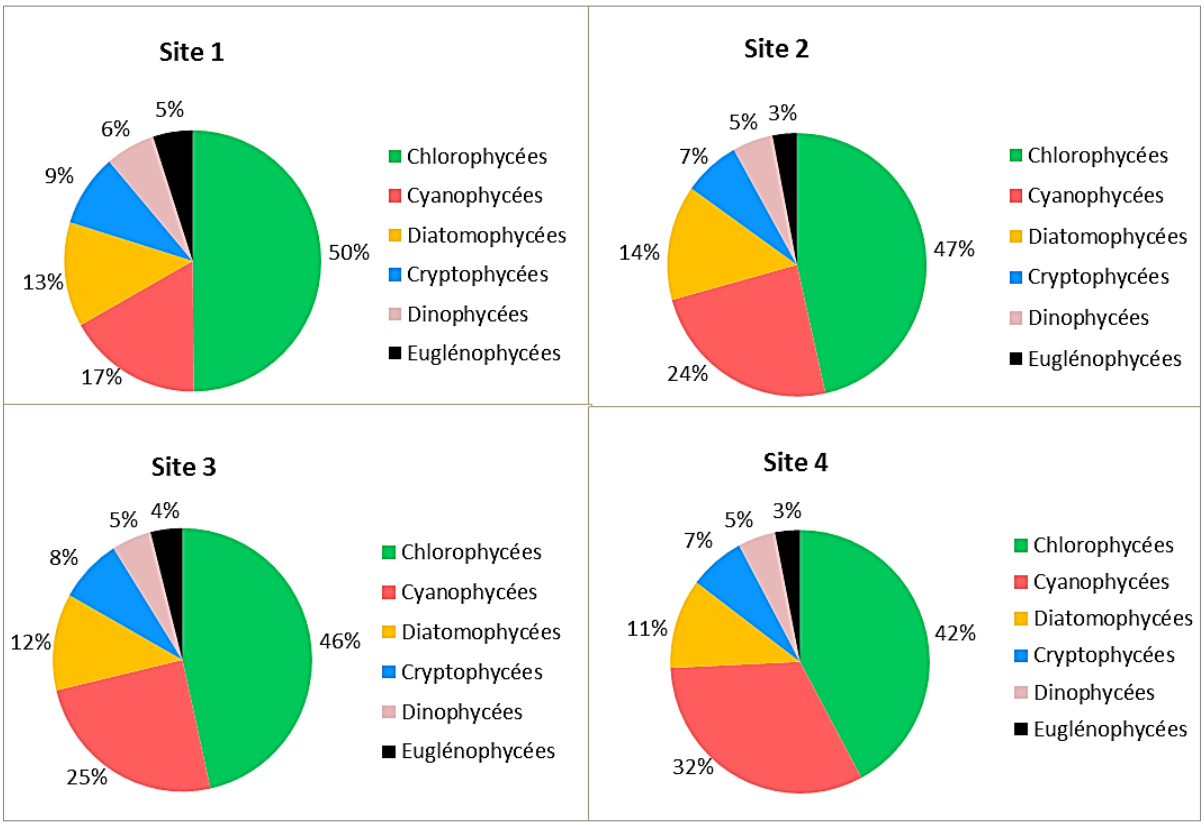

Figure 46 : Composition des groupes phytoplanctoniques dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

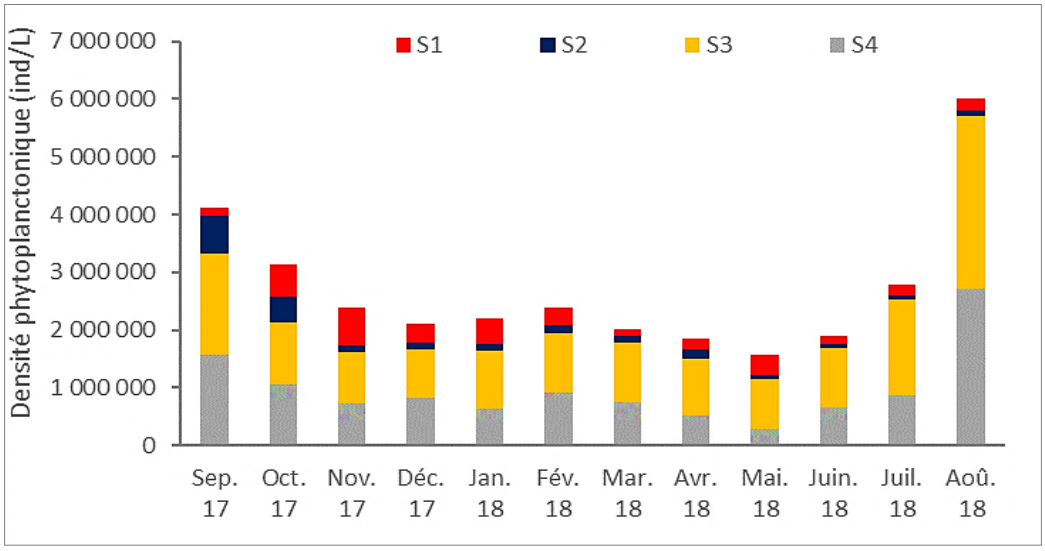

Figure 47 : Variations spatiotemporelles de la densité phytoplanctonique dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

D'après les profils verticaux de la densité phytoplanctonique des eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita, la densité cellulaire a varié entre 563,1 10^3 ind/L, enregistré à 3 m de profondeur au mois de juin 2018, et 5,95 10^3 ind/L, observé en janvier à 6 m de profondeur, avec une moyenne de l'ordre de 390 10^3 ind/L (**Figure 48**).

Toutefois, on note qu'au niveau de la couche 3-6 m, les plus forts développements du phytoplancton ont été observés en deux périodes. La première est située entre septembre et octobre 2017 et la deuxième se situe entre juin et août 2018. Tandis que, les densités cellulaires les plus faibles ont été enregistrées entre janvier et mars 2018.

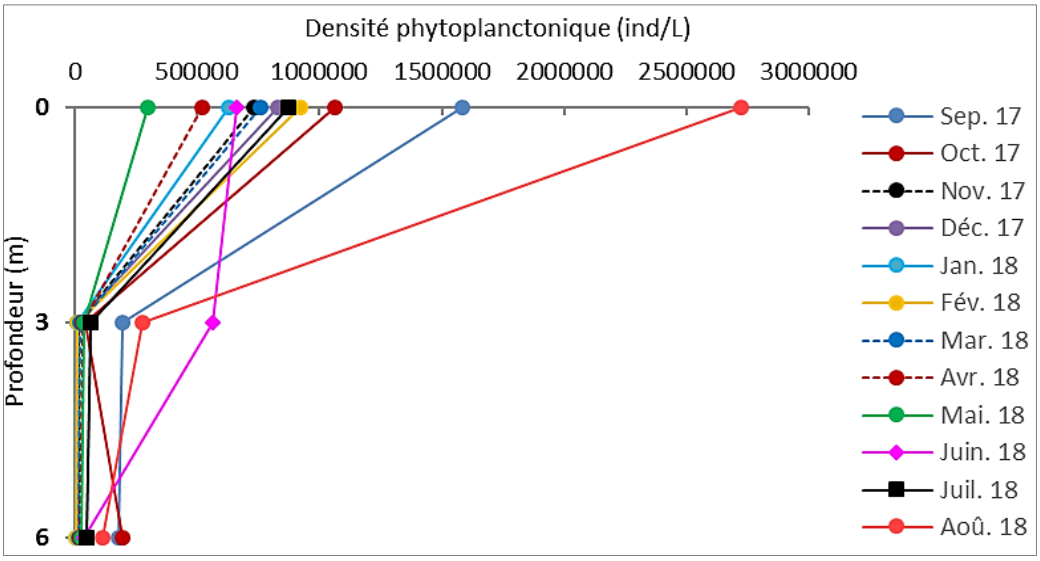

Figure 48 : Variations verticales de la densité phytoplanctonique dans la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Généralement, le phytoplancton est constitué d'un ensemble hétérogène de micro-algues unicellulaires solitaires ou groupées en colonies (Coute & Chauveau, 1994 ; Stickney et *al.*, 2000) avec des formes et des tailles extrêmement variées (Zeitzschel, 1978). Cependant, la composition spécifique du phytoplancton et les variations spatiotemporelles des densités phytoplanctoniques observées dans la retenue du barrage de Foum-Gleita au cours de la période de cette étude, est une réponse logique au changement saisonnier des conditions physicochimiques du milieu, où la croissance du phytoplancton dépend de la température (Burford & Pearson, 1998), des éléments nutritifs (Graneli et *al.*, 1999) et de la lumière (Levasseur et *al.*,1984 ; Finkel, 2001).

III. 1. 2. 2. Cyanobactéries du barrage de Foum-Gleita

Au niveau de la retenue du barrage de Foum-Gleita, les cyanobactéries constituent le deuxième groupe au sein de la composition spécifique du phytoplanction. Elles sont représentées par 8 genres, trois ayant une forme coloniale (*Microcystis, Gloeocapsa et Chroococcus*) et cinq présentant une forme filamenteuse (*Dolichospermum, Oscillatoria, Planktothrix, Lyngbya, et Spirulina*). La densité cellulaire de ces cyanobactéries dans les eaux de surface de la retenue prospectée a varié entre un minimum de 2,8 10^3 colonies ou filaments/L et un maximum de 870,6 10^3 colonies ou filaments/L. Les densités les plus élevées sont observées en période estivo-automnale sur les sites 3 et 4 respectivement (**Figure 49**).

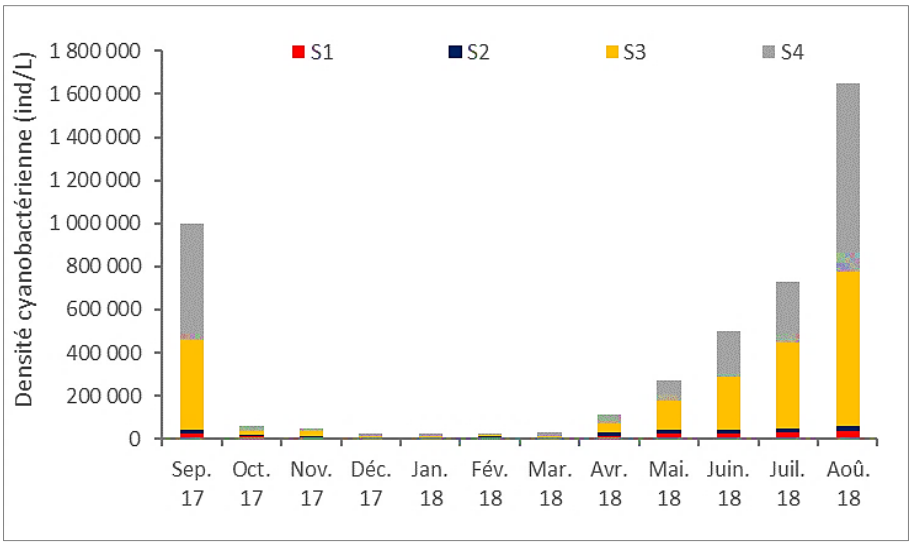

Figure 49 : Variations spatiotemporelles de la densité cyanobactérienne dans les eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Les deux genres, *Microcystis* et *Dolichospermum*, qui représentent respectivement 39 et 47% du nombre total des cyanobactéries (**Figure 50**), ont toutefois montré une présence constante dans les différents sites de prélèvement durant toute la période d'étude, avec des densités maximales respectives de 1,354 10^5 colonies/L et 3,969 10^5 filaments/L enregistrées au site 4 en septembre 2017 et au site 3 en août 2018.

Les deux genres *Gloeocapsa* et *Chroococus*, qui constituent respectivement 8,3% et 5,3% du nombre total des cyanobactéries (**Figure 50**), ont également resté présent durant toute la

période d'étude, mais avec des densités moyennes assez faibles respectivement de l'ordre de 0,019 10^5 et 0,022 10^5 colonies/L avec des maximums respectifs de 0,105 10^5 colonies/L, observé en juin 2018, et 0,123 10^5 colonies/L, enregistré en mai 2018.

Cependant, les deux genres *Oscillatoria* et *Planktothrix*, qui totalisent seulement 0,4% du nombre total des cyanobactéries (**Figure 50**), ont montré une présence mensuelle irrégulière.
Le genre *Oscillatoria* n'a apparu, dans les échantillons prélevés dans les quatre sites, que durant les trois premiers mois de l'étude. Néanmoins, il a montré trois pics de densité en 2017. Le premier est enregistré sur le site 4 en septembre (0,54 10^4 filaments/L). Le deuxième et le troisième sont notés sur le site 3 respectivement en octobre (0,79 10^4 filaments/L) et en novembre (0,73 10^4 filaments/L).

Le genre *Planktothrix* a été présent uniquement sur les sites 2, 3 et 4, avec de très faibles densités irrégulières. Toutefois, sa densité a présenté un pic principal marqué sur le site 2 en mars 2018 (0,06 10^4 filaments/L), avec deux autres pics secondaires observés respectivement en novembre 2017 (0,03 10^4 filaments/L) et en février 2018 (0,04 10^4 filaments/L).

Les deux genres *Spirulina et Lyngbya*, qui ne représentent ensemble que 0,02% du nombre total des cyanobactéries (**Figure 50**), ont accidentellement apparu une seule fois en 2017 sur le site 3, respectivement en septembre et en octobre, avec des faibles densités de 100 filaments/L et 200 filaments/L, respectivement.

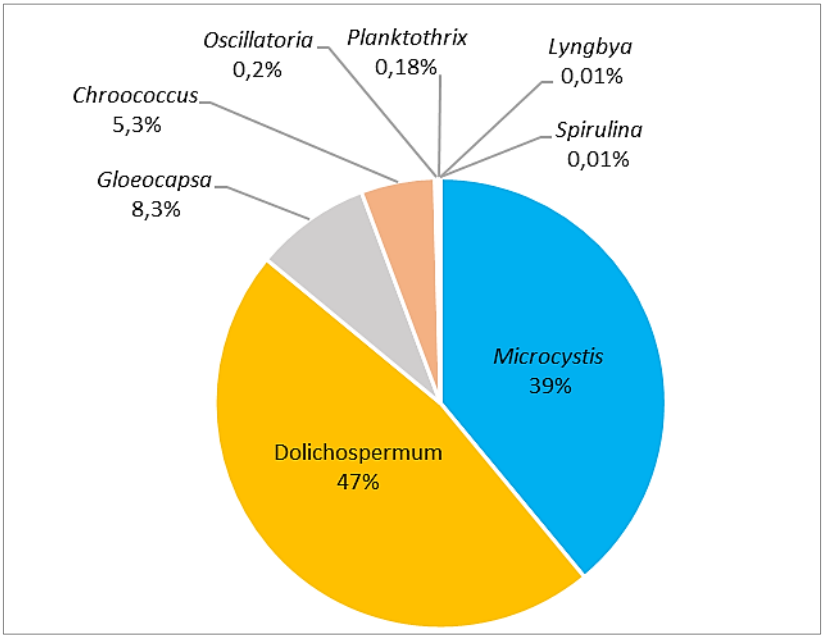

Figure 50 : Composition spécifique des cyanophycées de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Par ailleurs, l'analyse de l'évolution spatiotemporelle de l'abondance relative des différents groupes phytoplanctoniques (**Figure 51**), a révélé la dominance des cyanobactéries sur les sites 3 et 4 durant le premier et le dernier mois de la période l'étude (septembre 2017 et août 2018). Cette dominance est due à la présence massive des deux genres *Microcystis* et *Dolichospermum* dans les deux sites cités ci-dessus.

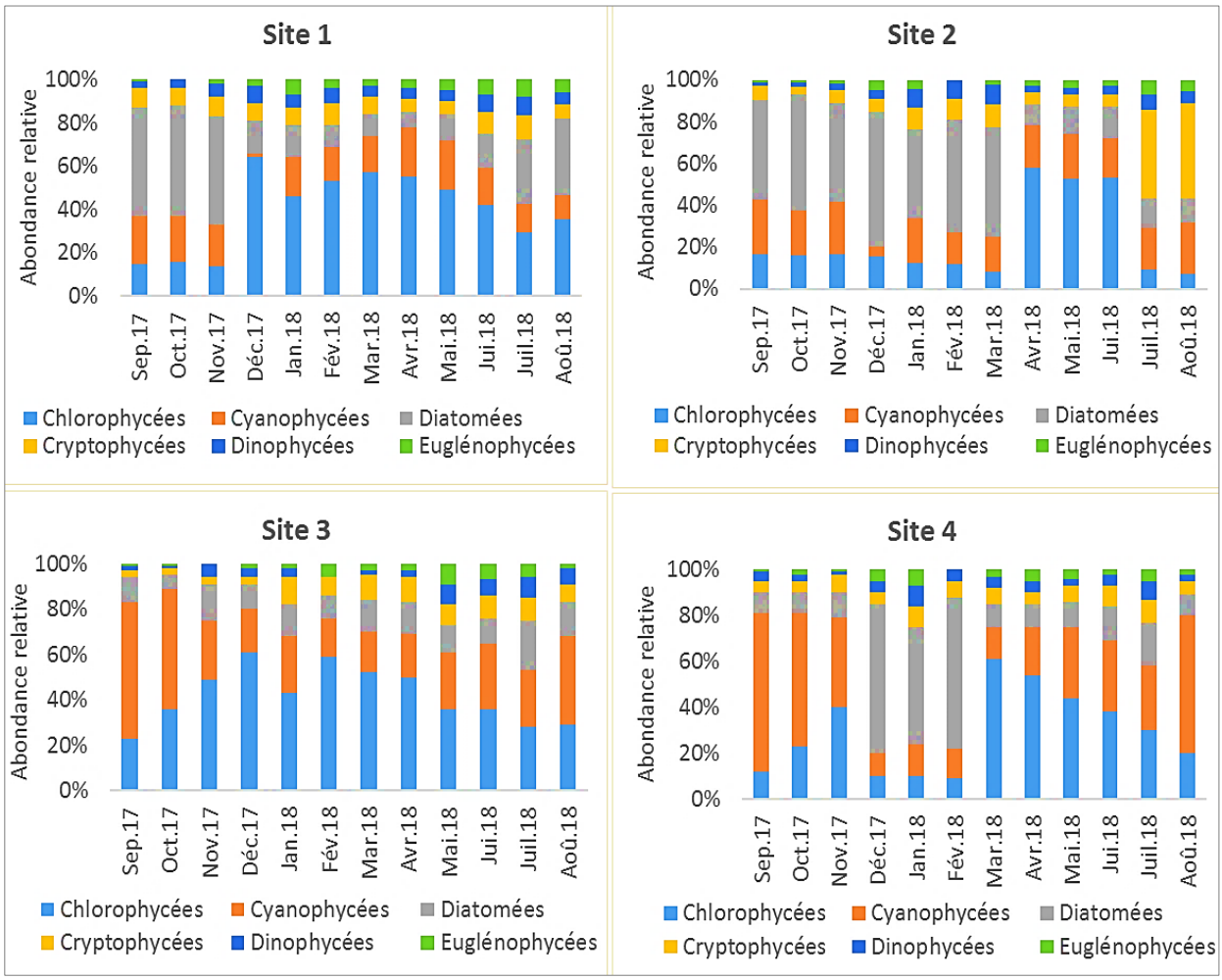

Figure 51 : Variations spatiotemporelles de l'abondance relative des différents groupes du phytoplancton dans la retenue du barrage de Foum-Gleita.

D'après l'analyse des profils verticaux des densités cyanobactériennes dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita, il parait que les cyanobactéries suivent une distribution homogène en période hiverno-printanière et fluctuante en période estivo-automnale (**Figure 52**).

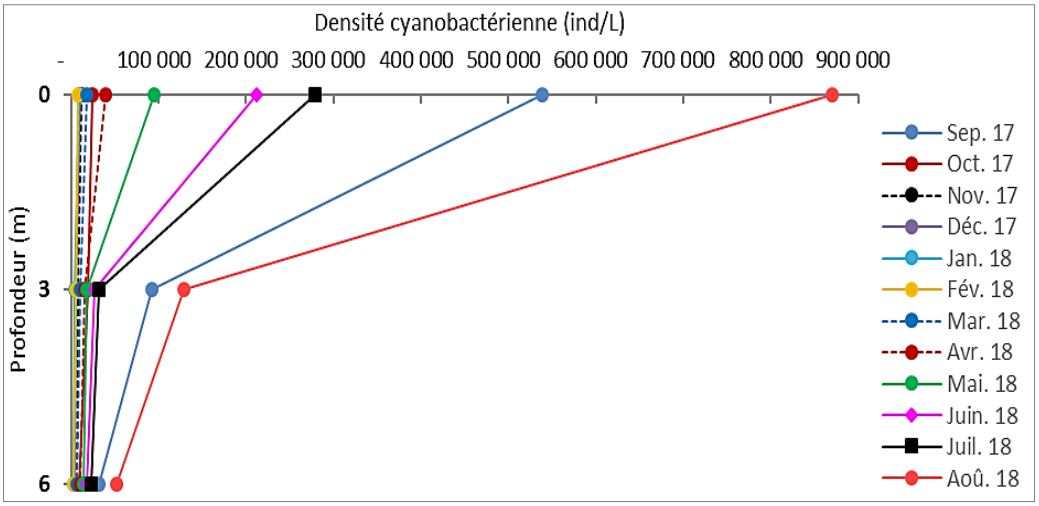

Figure 52 : Variations verticales de la densité cyanobactérienne dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

III. 2. BIODIVERSITE DE CYANOBACTERIES ET LEURS TOXINES DU BARRAGE DE FOUM-GLEITA

Dans cette partie de l'étude, nous révélons la présence dans la retenue du barrage de Foum-Gleita de cyanobactéries potentiellement toxiques détectées à partir de prélèvements mensuels sur un cycle annuel. Les fluctuations mensuelles des concentrations en microcystines dans les eaux de cette retenue ont été aussi rapportées dans cette partie d'étude.

III. 2. 1. Cyanobactéries potentiellement toxiques du barrage de Foum-Gleita

L'analyse du tableau d'occurrence des genres de cyanobactéries potentiellement toxiques détectés dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita (**Tableau 13**), a montré que les deux premiers genres, *Microcystis et Dolichospermum*, étaient omniprésents, le troisième, *Oscillatoria*, et le quatrième, *Planktothrix*, étaient irréguliers. Alors que le dernier, *Lyngbya*, était accidentel. Les deux premiers genres omniprésents étaient exclusivement représentés par les espèces *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae.*

Tableau 13 : Occurrence des cyanobactéries toxiques dans le barrage de Foum-Gleita.

Genres	Espèces	Occurrences	Observations
Microcystis	*Microcystis aeruginosa*	100%	Omniprésente
Dolichospermum	*Dolichospermum flos-aquae*	100%	Omniprésente
Planktothrix	*Planktothrix* sp.	21%	Irrégulière
Oscillatoria	*Oscillatoria* sp.	15%	Irrégulière
Lyngbya	*Lyngbya* sp.	1%	Accidentelle

III. 2. 1. 1. Description de cyanobactéries toxiques du barrage de Foum-Gleita

L'analyse microscopique des genres de cyanobactéries potentiellement toxiques présents dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita, a permis de décrire les genres analysés comme suit : Le genre *Dolichospermum* (*Anabaena*) a présenté une forme filamenteuse avec des trichomes multicellulaires, sans gaines, non parallèles les uns aux autres, et ressemblent à des chapelets. Il présente des hétérocystes intercalaires plus ou moins nombreux. Les akinètes sont en chaine contigüe aux hétérocystes. Ses cellules sont sphériques d'une longueur de 7,1 µm et d'une largeur de 6 µm. Ce genre était représenté exclusivement par l'espèce *Dolichospermum flos-aquae* (**Figure 53A**). Cependant, le genre *Microcystis* a présenté une forme coloniale avec des colonies arrondies, d'environ de 48 µm de diamètre, à mucilage incolore, munies de pseudovacuoles, sans disposition particulière au sein de la colonie. Ses cellules ont un diamètre de 5 µm. Ce genre était représenté uniquement par l'espèce *Microcystis aeruginosa* (**Figure 53B**). Par ailleurs le genre *Planktothrix* a présenté une forme filamenteuse avec des trichomes rectilignes, solitaires munis de nombreuses pseudovacuoles, non ramifié et dépourvu de gaine mucilagineuse. Ses cellules sont cylindriques d'une longueur de 2,5 µm et d'une largeur de 4 µm (**Figure 53C**). Quant au genre filamenteux *Oscillatoria*, il a été muni de trichomes droits, solitaires, non ramifiés, sans gaine mucilagineuse, présentant des granulations et une cellule apicale arrondie. Ses cellules sont cylindriques sans pseudo-vacuoles, plus larges que longue, d'une longueur de 3 µm et d'une largeur de 8 µm (**Figure 53D**).

Enfin, le genre *Lyngbya*, a présenté un aspect filamenteux avec des trichomes droits ou irrégulièrement contournés, entourés d'une gaine ferme. Ses cellules sont cylindriques d'une longueur de 5 µm et d'une largeur de 20 µm (**Figure 53E**).

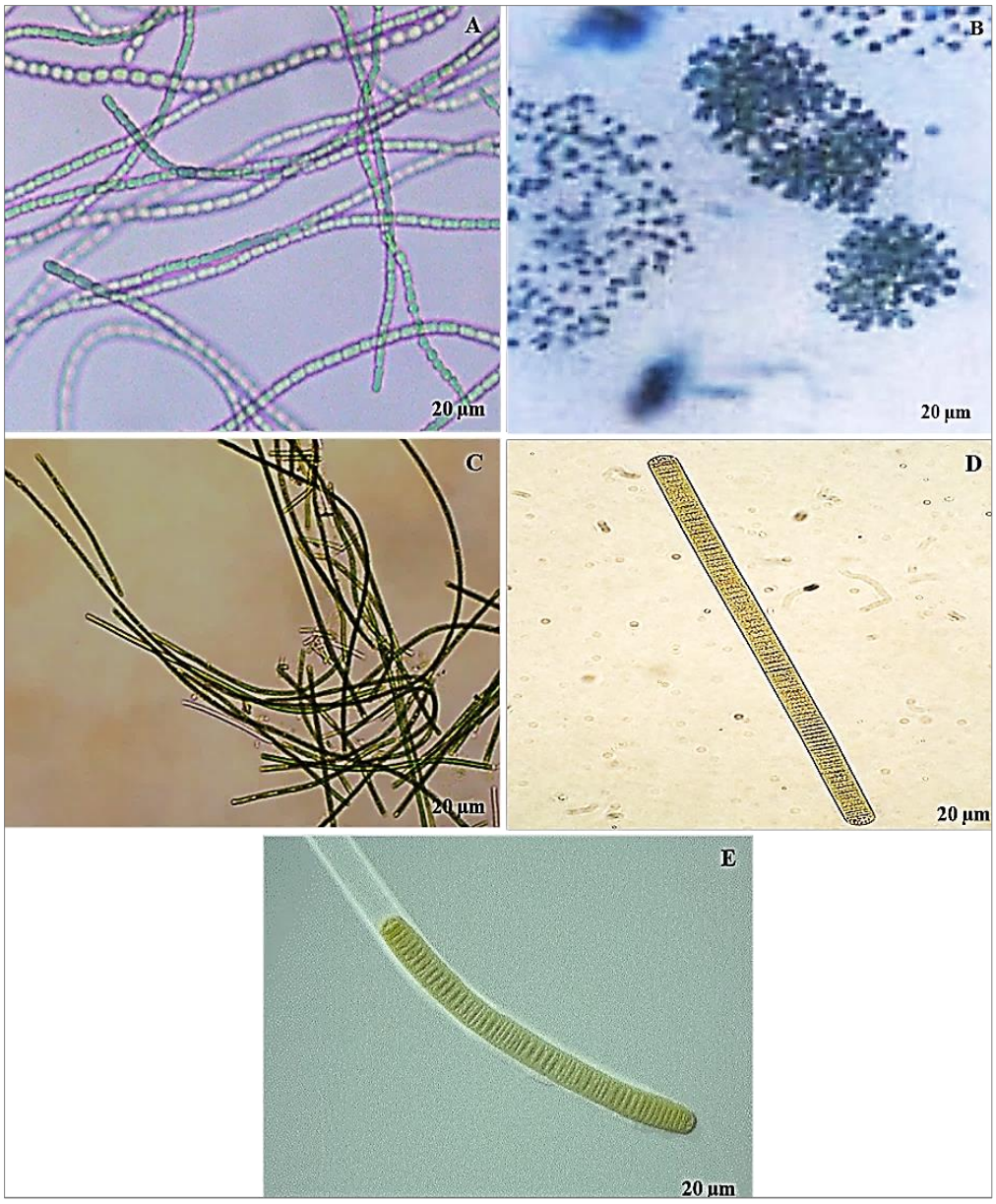

Figure 53 : Photographie des différentes espèces de cyanobactéries toxiques observées au barrage de Foum-Gleita (Photos : A.S. Sadegh). **A :** *Dolichospermum flos-aquae* ; **B :** *Microcystis aeruginosa* ; **C :** *Planktothrix* sp. ; **D :** *Oscillatoria* sp. ; **E :** *Lyngbya* sp.

III. 2. 1. 2. Dynamique des cyanobactéries toxiques dans le barrage de Foum-Gleita

Globalement, le suivi de la dynamique des cyanobactéries toxiques dans la retenue du barrage de Foum-Gleita a laissé apparaître que les blooms à cyanobactéries apparaissent en été pour

atteindre leur prolifération maximale en septembre avec une forte variabilité annuelle en biomasse.

L'analyse des échantillons naturels en période de fort développement de ces cyanobactéries toxiques, a montré que les principales espèces responsables des blooms dans la retenue prospectée étaient : *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* (**Figure 54**).

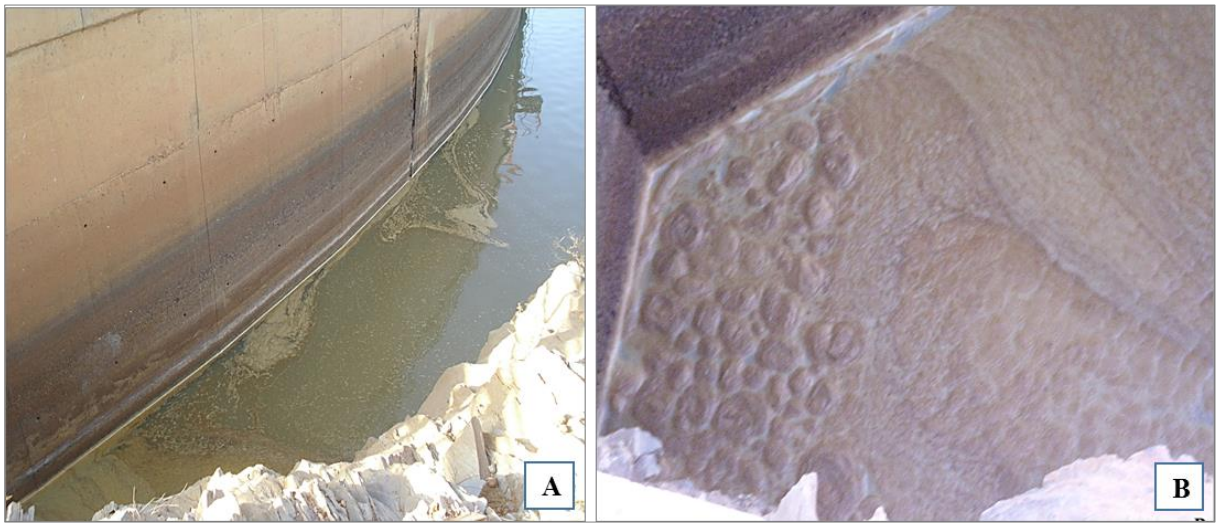

Figure 54 : Blooms à cyanobactéries toxiques observés en septembre 2017 au barrage de Foum-Gleita **(**Photos : A.S. Sadegh**)**. **A :** *Microcystis aeruginosa* ; **B :** *Dolichospermum flos-aquae*.

III. 2. 1. 2. 1. Dynamique horizontale des cyanobactéries toxiques

L'évaluation de la densité des espèces de cyanobactéries potentiellement toxiques dans les eaux de surface du barrage de Foum-Gleita, révèle que leur répartition horizontale varie d'un mois à l'autre et d'un site de prélèvement à l'autre (**Figure 55**). Ce sont toutefois les sites 4 et 3 qui abritent les densités les plus élevées des deux espèces omniprésentes, *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae*. Celles-ci ont enregistré des pics importants respectivement sur les sites 4 (1,354 10^5 colonies/L) et 3 (3,969 10^5 filaments/L) en septembre 2017 et en août 2018 respectivement. En 2017, le genre irrégulier *Oscillatoria*, a montré trois pics de densité. Le premier en septembre (5,4 10^2 filaments/L), localisé sur le site 4 et les deux derniers (7,9 10^3 et 7,3 10^3 filaments/L) en octobre et en novembre respectivement, localisé sur le site 3. Ainsi, le deuxième genre irrégulier *Planktothrix*, a montré des faibles densités uniquement aux sites 2, 3 et 4. Sur le site 2, ce genre a présenté un pic principal noté en mars 2018 (0,6 10^3 filaments/L) et deux autres pics secondaires observés respectivement en

novembre 2017 (0,3 10^3 filaments/L) et en février 2018 (0,4 10^3 filaments/L). Cependant, le genre accidentel *Lyngbya*, a apparu une seule fois avec une très faible densité (0,2 10^3 filaments/L), observée sur le site 3 durant le mois de novembre 2017. Par conséquent, il n'a pas été pris en considération lors des analyses statistiques.

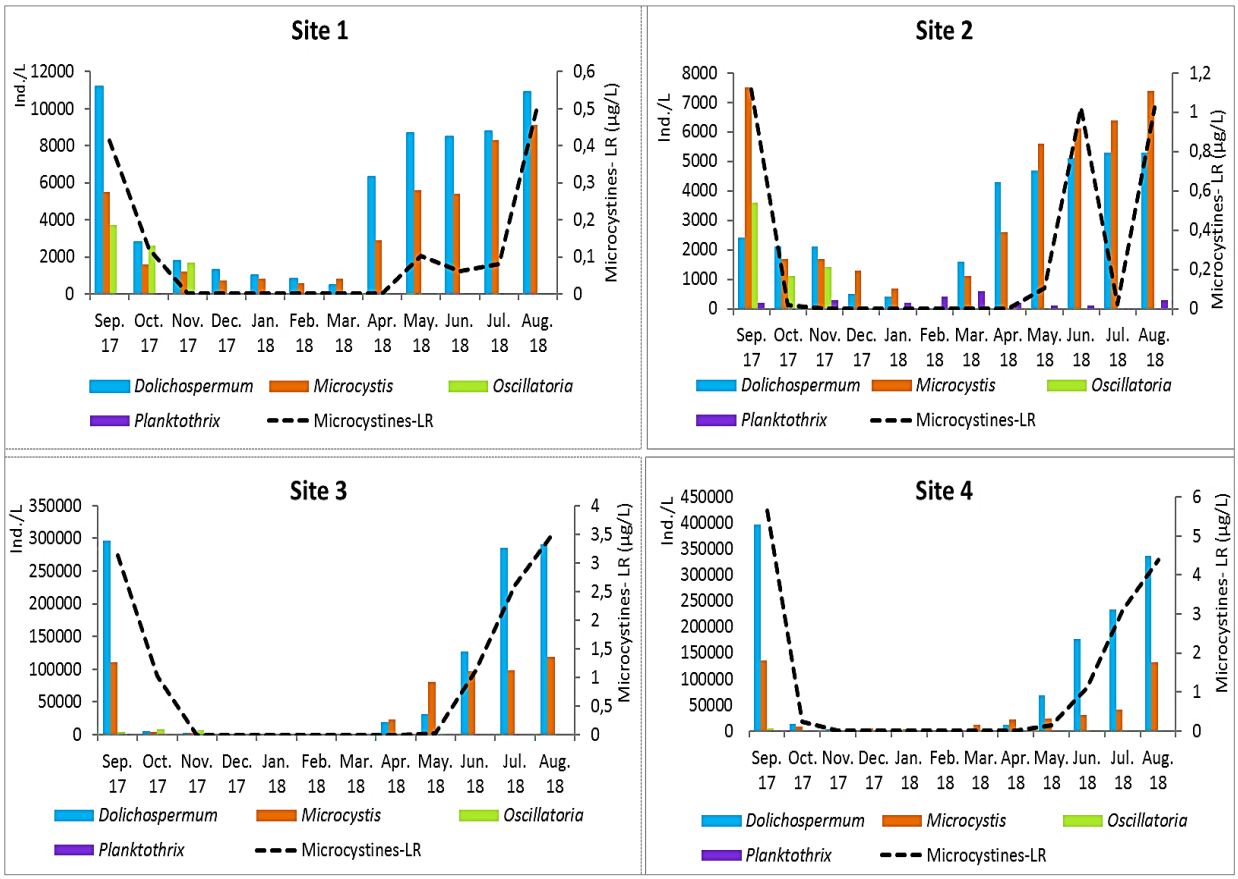

Figure 55 : Dynamique horizontale des cyanobactéries toxiques dans le barrage de Foum-Gleita.

III. 2. 1. 2. 2. Dynamique verticale des cyanobactéries toxiques

Le suivi de la dynamique des cyanobactéries toxiques dans la retenue du barrage de Foum-Gleita, a montré que les deux espèces omniprésentes, *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae*, ont suivi une dynamique verticale hétérogène durant toute la période d'étude. L'espèce *Microcystis aeruginosa*, était présente dans le milieu avec un minimum de 0,2 10^3 colonies/L, observé au mois de février 2017 à 6 m de profondeur, et un maximum de 1,354 10^5 colonies/L observé en surface au mois de septembre 2017 (**Figure 56**). La concentration maximale de cette espèce dans les trois premiers mètres était de l'ordre de 0,59 10^4 colonies/L. Cette répartition verticale pourrait être expliquée par le

pouvoir de flottabilité dont sont dotées les cyanobactéries (Walsby et *al*., 2006 ; Carey et *al*., 2012).

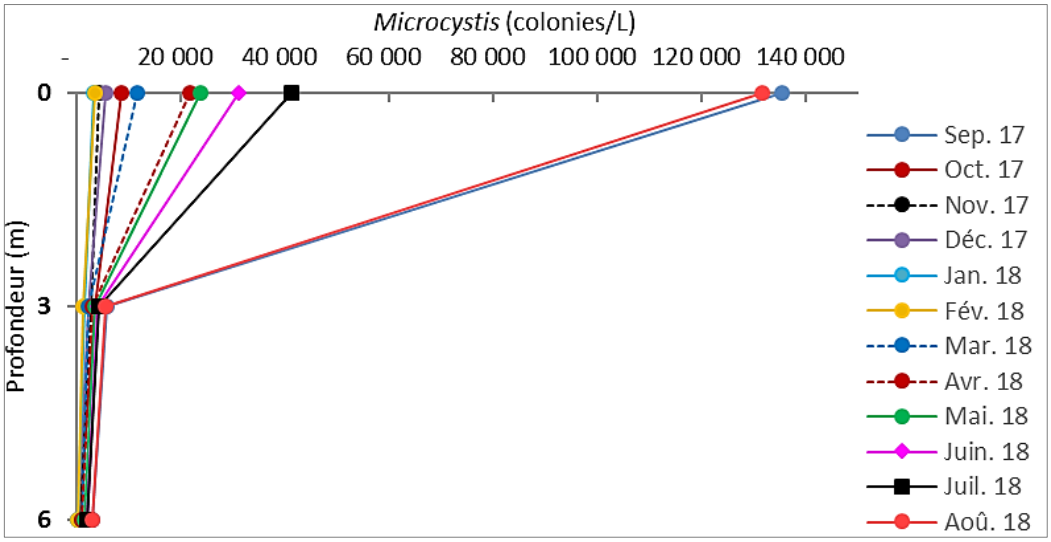

Figure 56 : Dynamique verticale de *Microcystis aeruginosa*, dans le barrage de Foum-Gleita.

Comparativement à l'espèce *Microcystis aeruginosa*, le développement maximal de l'espèce filamenteuse, *Dolichospermum flos-aquae*, dans le milieu est aussi automnal où une densité de 0,826 10^5 filaments/L, a été enregistrée en septembre 2017 à 3 m de profondeur (**Figure 57**).

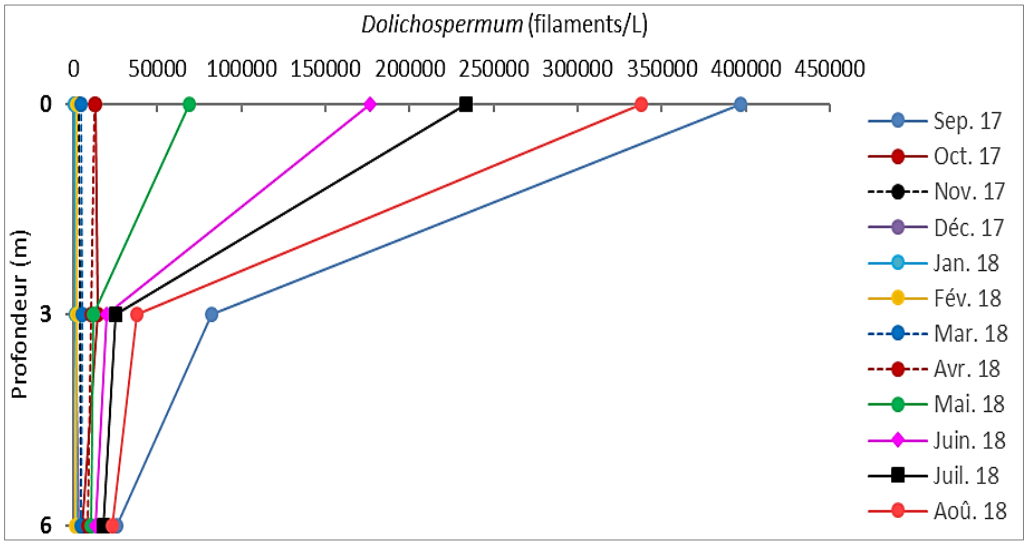

Figure 57 : Dynamique verticale de *Dolichospermum flos-aquae* dans le barrage de Foum-Gleita.

Bien que le développement et l'évolution des cyanobactéries au sein des écosystèmes aquatiques semblent présenter une dynamique complexe dans le temps et l'espace et très difficile à prévoir (Carrabin, 2011), la régulation de la flottaison grâce aux vésicules à gaz occupe un rôle primordial dans l'écologie de cyanobactéries planctoniques (Walsby et *al.*, 2006 ; Carey et *al.*, 2012). Lorsque la flottabilité est maximale, elle leur permet de surmonter la circulation des masses d'eau et de former des blooms en surface lorsque la turbulence de l'eau diminue (Reynolds et *al.*, 1981). Par ailleurs, la température de l'eau joue également un rôle prépondérant dans le développement et la répartition des cyanobactéries (Lévi et *al.*, 2006). Dans la retenue du barrage de Foum-Gleita, le début de croissance du genre *Microcystis* a coïncidé avec des températures de l'eau de 21 à 23 °C, alors que le développement maximal s'est déroulé à des températures plus élevées avoisinant 30 °C.

III. 2. 1. 2. 3. Dynamique des espèces cyanobactériennes dominantes en fonction de la température et du ratio DIN/TP

Bien que les concentrations de N et P aient toujours été élevées dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita tout au long de la période d'étude, les biovolumes les plus élevés des deux espèces cyanobactériennes dominantes *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* ont été observé lorsque le rapport DIN/TP était inférieur à 10 (**Figure 58**).

La tendance du modèle de croissance de ces deux espèces dominantes était la même sur les quatre sites de prélèvement (S1 à S4), montrant une faible abondance de décembre à février lorsque la température de l'eau était un peu plus basse (environ 20 °C). Cependant, le biovolume des deux espèces a commencé, depuis mars, à augmenter parallèlement avec l'augmentation des températures pour atteindre un pic en septembre lorsque la température de l'eau a atteint 30 °C (**Figure 58**).

Ces résultats concordent avec les travaux de Robarts & Zohary (1987), qui ont montré que le taux maximal de croissance des cyanobactéries est généralement obtenu à des températures supérieures ou égales à 25 °C. Park & Watanabe (1995) rapportent que les espèces du genre *Microcystis* prolifèrent dans les lacs des zones tempérées au printemps ou en été lorsque la température de l'eau dépasse 20 °C. D'après Smith (1983), un faible rapport (NT/PT) semble favoriser la dominance des cyanobactéries dans les lacs des régions tempérées. Bien qu'on est dans des conditions d'eutrophisation, la densité phytoplanctonique et principalement des cyanobactéries est relativement faible. En effet, cette faiblesse de densité peut être attribuée à

l'influence d'autres facteurs environnementaux comme la limitation des teneurs en carbone inorganique (Klemer et *al.*, 1996) et le broutage par la communauté zooplanctonique (Vanni & Temte, 1990).

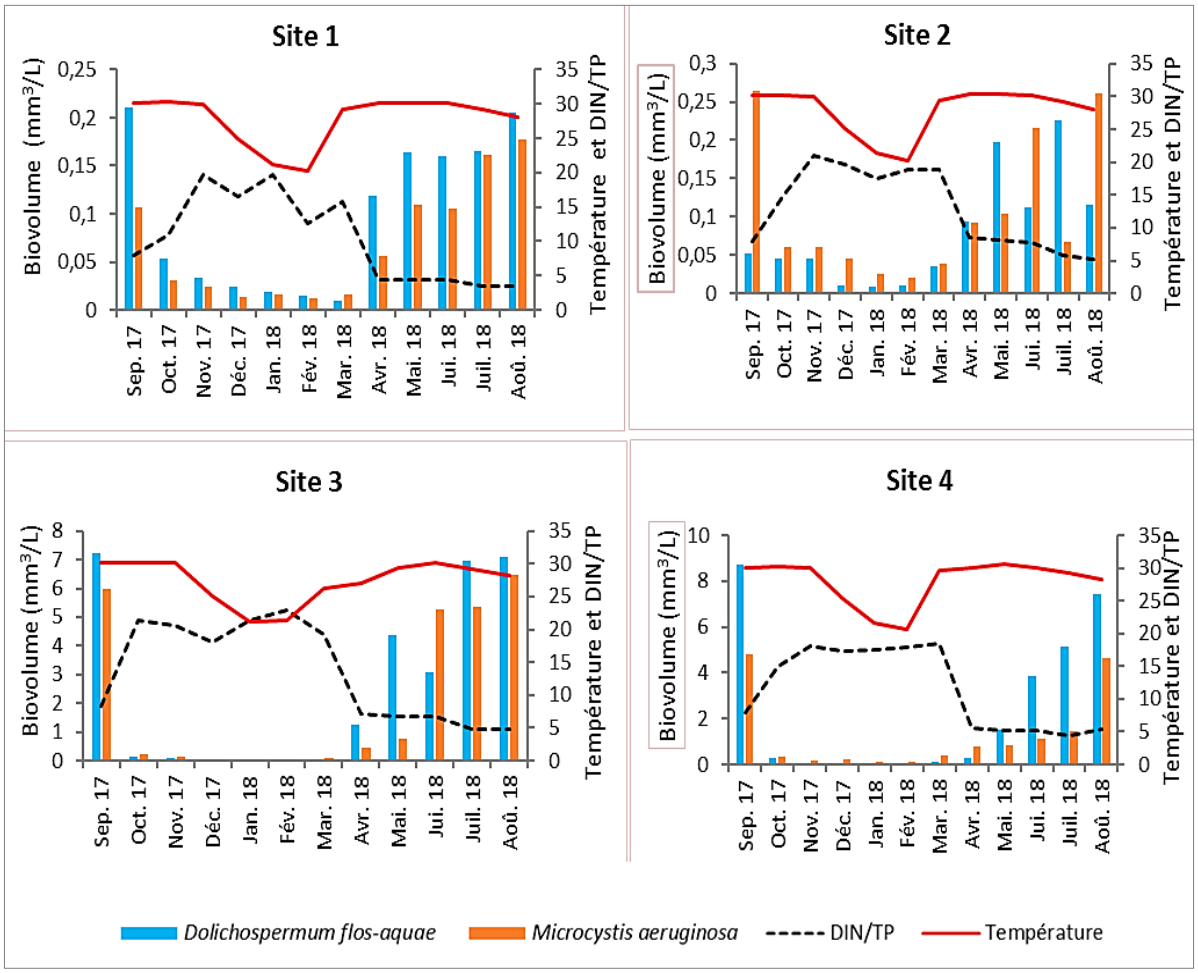

Figure 58 : Abondance de *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* dans le barrage de Foum-Gleita en fonction de la Température et du ratio DIN/TP.

III. 2. 2. Cyanotoxines type microcystines détectées au barrage de Foum-Gleita

Lors de l'analyse des extraits de microcystines (intra et extracellulaires), qui ont été isolées au barrage de Foum-Gleita, par la méthode de chromatographie liquide à haute performance couplée à la spectrométrie de masse (HPLC/SM) seul le variant microcystine-LR (MC-LR) a pu être détecté ; il est principalement intracellulaire. Les résultats obtenus à partir de cette analyse ont toutefois montré des concentrations en microcystines-LR assez importantes au cours du mois de septembre 2017 et à partir du mois de mai 2018 jusqu'à la fin du mois d'août de la même année (**Figure 59**), ce qui nous laisse penser que l'intensité de prolifération

d'efflorescences cyanobactériennes dans le barrage étudié débute à partir du mois de mai. Il faut cependant noter que les mêmes résultats ont montré des pics de concentrations en microcystines-LR coïncident avec ceux de la chlorophylle-a.

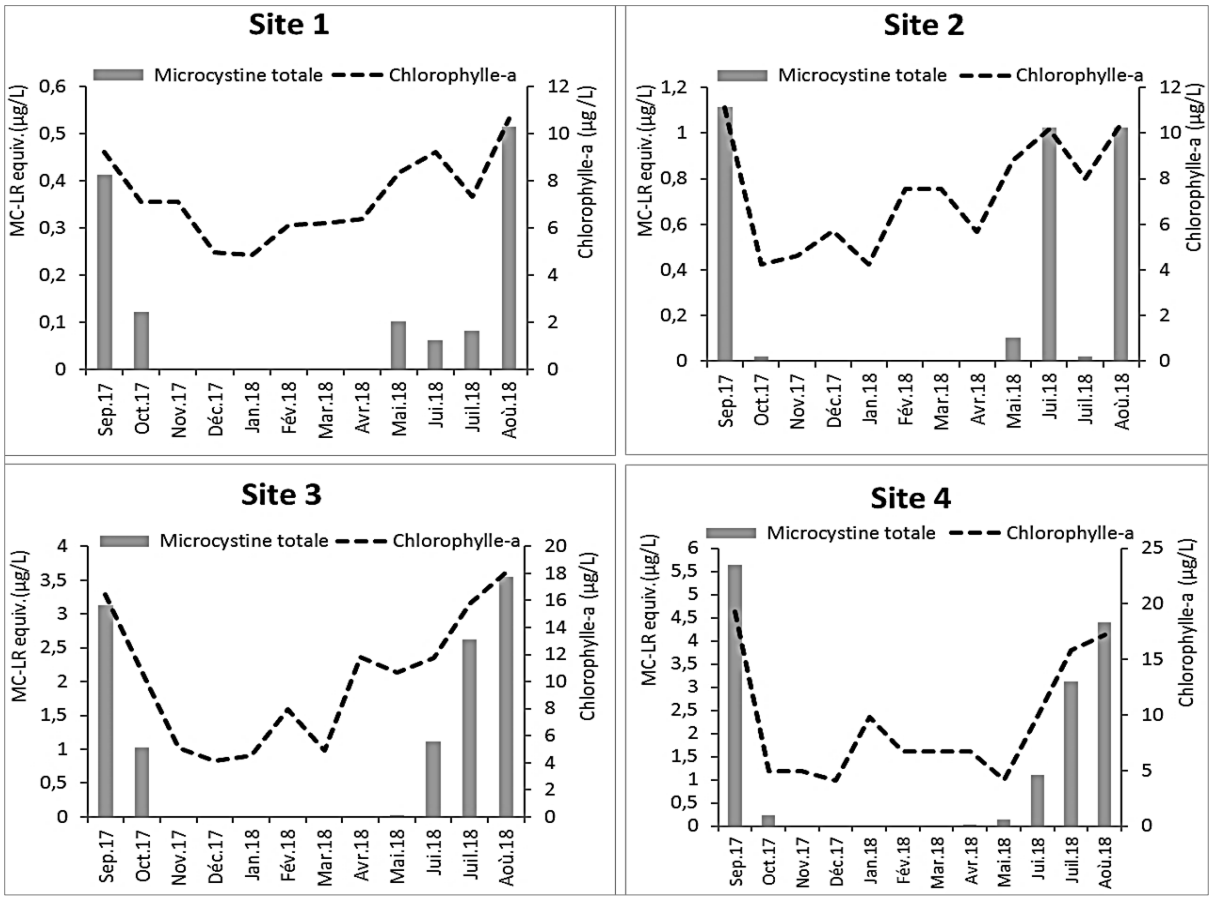

Figure 59 : Variations spatiotemporelles des microcystines-LR et de la chlorophylle-a dans les eaux de surface du barrage de Foum-Gleita.

Au niveau du site 1, les principaux pics de concentrations en microcystines-LR intracellulaires ont été enregistrés respectivement en août 2018 (0,51 µg/L) et en septembre 2017 (0,41 µg/L) avec quatre autres pics secondaires de 0,12, 0,10, 0,06 et 0,08 µg/L, observés respectivement en octobre (2017), mai, juin et juillet (2018).

Ainsi au niveau du site 2, quatre pics de microcystines-LR intracellulaires ont été observés, respectivement en septembre 2017 (1,11 µg/L), mai (0,10 µg/L), juin (1,026 µg/L) et en août 2018 (1,02 µg/L). Sur le site 3, cinq pics de concentrations en microcystines ont été observés dont deux enregistrés en 2017, notamment en septembre (3,11 µg/L) et en octobre

(1,02 µg/L), et trois en 2018 durant les mois de juin (1,11 µg/L), juillet (1,11 µg/L) et août (3,53 µg/L).

Cependant, les plus fortes concentrations en microcystines-LR intracellulaires observées durant la période d'étude, ont été localisées sur le site 4 en septembre 2017 et en août 2018 (respectivement : 5,638 et 4,37 µg/L). Ces deux pics sont accompagnés par quatre autres pics secondaires dont deux plus importants enregistrés en juin et en juillet 2018 (respectivement : 1,1 et 3,1 µg/L). Tandis que les moins importants sont enregistrés en octobre 2017 (0,24 µg/L) et en mai 2018 (0,14 µg/L).

Toutefois, on note que la concentration maximale en micocystine-LR est constamment élevée dans les échantillons d'eau de surface, en période de blooms (5,638 µg/L), dépassant 5 fois la limite de l'Organisation Mondiale de la Santé pour l'eau potable (1 µg/L) ; cependant, celle des échantillons d'eau profonde était beaucoup plus faible (0,83 µg/L).

Rappelons ici que, la dynamique de la toxicité potentielle des cyanobactéries est très difficile à prévoir dans les écosystèmes aquatiques. Ainsi, la quantité de toxines produite au cours des blooms est difficile à prédire car elle dépend à la fois des variations au sein de la population de cyanobactéries, de la proportion de cellules possédant ou non les gènes nécessaires à la synthèse de ces toxines (sachant que des souches toxiques et non toxiques peuvent exister au sein d'un même genre) et des variations dans la production de toxines par les cellules capables de les synthétiser (Carrabin, 2011).

Le chromatogramme et le spectre de masse de l'échantillon prélevé au site 4 en septembre 2017 qui correspond à la concentration la plus élevée (**Figure 60**), a montré un pic du variant MC-LR détecté à 5,31 min à une masse moléculaire de 995,1.

Toutefois, on note que la concentration maximale en microcystines-LR que nous avons détecté dans les eaux du barrage de Foum-Gleita (5,638 µg/L) est très faible par rapport à celles trouvées par Nasri et *al.* (2004) dans le lac Oubeira en Algérie (29 µg/L) et par Oudra et *al.* (2001) dans la retenue du barrage Lella Takeroust au Maroc (> 500 µg/L). Néanmoins elle est en concordance avec la concentration maximale trouvée par El-Herry (2008) dans la retenue du barrage Lebna en Tunisie (5,6 µg/L). La faiblesse de concentration en microcystines-LR dans les eaux du barrage de Foum-Gleita pourrait être expliquée par les durées relativement courtes d'apparition des efflorescences de cyanobactéries dans la retenue de ce barrage.

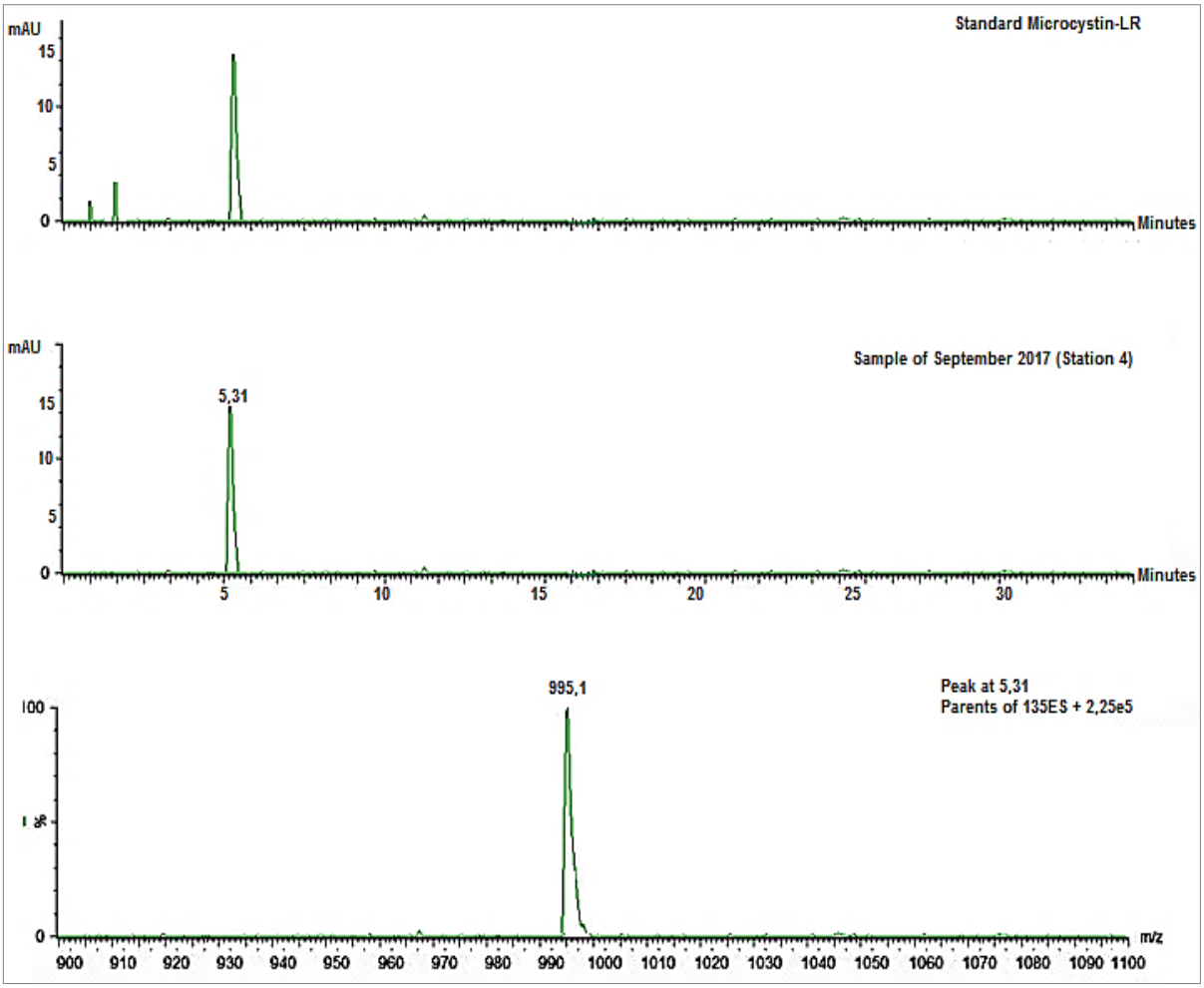

Figure 60 : Chromatogramme et spectre de masse de l'échantillon de septembre 2017.

Les profils verticaux des cyanotoxines dans la retenue d'eau du barrage de Foum-Gleita ont montré des concentrations en microcystines-LR (MC-LR) allant de 0 à 5,64, de 0 à 1,23 et de 0 à 1,01 µg/L à des profondeurs de (0,1-0,5), 3 et 6 m, respectivement. Les concentrations de MC-LR dissoutes (extracellulaires) étaient toujours inférieures aux concentrations de particules (intracellulaires), les proportions dans les échantillons d'eau à toutes les profondeurs n'ayant jamais dépassé 0,5% des concentrations totales de MC-LR. Les concentrations totales en MC-LR suivent la même allure de l'abondance de *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae*, atteignant une concentration maximale de 5,64 µg/L en surface (0,1-0,5 m), où les densités de ces deux espèces cyanobactériennes était les plus élevées en fin de l'été et au début de l'automne (**Figure 61**). Cependant, les niveaux les plus bas de MC-LR ont été observés durant la période froide et au début de la période chaude de la saison sèche (novembre 2017 à mars 2018), lorsque l'abondance des cyanobactéries était la plus faible.

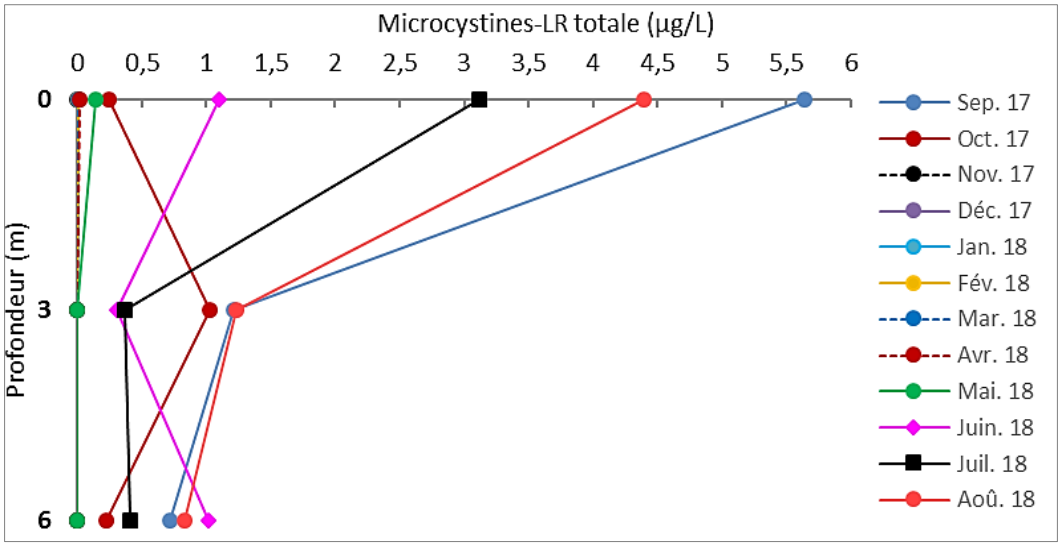

Figure 61 : Variations verticales des microcystines-LR dans le barrage de Foum-Gleita.

III. 3. Relation entre les facteurs limnologiques de la retenue du barrage de Foum-Gleita

III. 3. 1. Analyse par corrélations de Pearson

Les résultats fournis par la matrice de corrélations de Pearson, qui déterminent la force des relations entre les 17 variables limnologiques de la retenue du barrage de Foum-Gleita (13 physicochimiques et 4 biologiques), ont montré que le biovolume de *Microcystis aeruginosa* était modérément et positivement corrélé significativement avec la température de l'eau ($r = 0,474$, $p < 0,05$) et la concentration de DIN ($r = 0,592$, $p < 0,01$) ; et est modérément et négativement corrélé significativement avec le pH de l'eau ($r = -0,553$, $p < 0,05$) et les concentrations de TP ($r = -0,421$, $p < 0,05$). En revanche, il était fortement et positivement corrélé significativement avec la concentration en Fe ($r = 0,671$, $p < 0,001$) et le rapport DIN/TP ($r = 0,630$, $p < 0,01$) (**Tableau 14**). Par contre, le biovolume de *Dolichospermum flos-aquae* était fortement et positivement corrélé avec la concentration de TP ($r = 0,694$, $p < 0,01$) et est modérément et positivement corrélé au pH de l'eau ($r = 0,493$, $p < 0,05$). Cependant, il était modérément corrélé négativement avec la concentration DIN ($r = -0,565$, $p < 0,05$) et le rapport DIN/TP ($r = -0,504$, $p < 0,01$) (**Tableau 14**). Les mêmes résultats ont montré que, la concentration de Fe était fortement corrélée positivement au biovolume de *Microcystis aeruginosa* ($r = 0,671$, $p < 0,001$), et est modérément corrélée négativement au biovolume de *Dolichospermum flos-aquae* (**Tableau 14**).

Pour la concentration totale de microcystines-LR (MC-LR), elle était modérément et positivement corrélée avec les concentrations de DIN ($r = 0,471$, $p < 0,05$) et de Fe ($r = 0,574$, $p < 0,01$), et avec la température de l'eau ($r = 0,466$, $p < 0,05$) et le rapport DIN/ TP ($r = 0,498$, $p < 0,05$). Cependant, elle était modérément et négativement corrélée avec la concentration de TP ($r = -0,409$, $p < 0,05$) (**Tableau 14**). De plus, la concentration de MC-LR était fortement et positivement corrélée avec le biovolume de *Microcystis aeruginosa* ($r = 0,606$, $p < 0,001$). Cependant, elle n'était pas significativement corrélée au biovolume de *Dolichospermum flos-aquae* ($r = -0,190$, $p = 0,157$) (**Tableau 14**).

III. 3. 2. Analyse par régression linéaire multiple (RLM)

La régression linéaire multiple- RLM pas à pas a été réalisé en introduisant par étape l'ensemble final des variables indépendantes des prédicteurs comprenant les concentrations de DIN, TP et de Fe ainsi que la température (T°) et le pH de l'eau, afin de trouver le sous-ensemble de variables résultant du modèle le plus performant avec la valeur la plus élevée de R^2 *ajusté* (**Tableau 15**).

Les résultats de cette régression définissent quelles variables indépendantes expliquent l'essentiel de la variation du biovolume des deux espèces de cyanobactéries toxiques abondantes, *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae*, et de la concentration en microcystines-LR (MC-LR) dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. Ces résultats ont montré que les valeurs significatives maximales obtenues pour le R^2 *ajusté* étaient élevées, allant de 0,485 pour *Dolichospermum flos-aquae*, à 0,902 pour *Microcystis aeruginosa* et à 0,909 pour MC-LR. La concentration de DIN expliquait 18,2% et 86,3% de la variabilité du biovolume de *D. flos-aquae* et de *M. aeruginosa*, respectivement (**Tableau 15**, **modèles 1** et **6**, respectivement). L'ajout de la concentration de TP à ces modèles a entraîné une légère augmentation (1,1%) de la variabilité du biovolume de *D. flos-aquae*, mais il a entraîné une forte diminution (-21,3%) pour celui de *M. aeruginosa* (**Tableau 15**, **modèles 2** et **7**, respectivement).

Les modèles de régression pour les biovolumes de *D. flos-aquae* et *M. aeruginosa* expliquaient un peu moins (3,3%) et beaucoup plus (23,3%) de variances respectivement si la température de l'eau (T°) était incluse dans les modèles 2 et 7 comme variable indépendante (**Tableau 15**, **modèles 3** et **8**, respectivement). Cependant, la substitution de T° par le pH

dans le modèle 3 et l'ajout de pH au modèle 8 (**Tableau 15**, **modèles 4** et **9**, respectivement) ont entraîné une forte augmentation (27%) de la variabilité du biovolume de *D. flos-aquae* et n'ont aucun effet sur *M. aeruginosa*, respectivement. En revanche, l'ajout de la concentration en fer dans le modèle 4 et la substitution du pH par le fer dans le modèle 9 ont entraîné une augmentation de 6% et 2% de la variabilité des biovolumes de *D. flos-aquae* et de *M. aeruginosa* respectivement (**Tableau 15**, **modèles 5** et **10**, respectivement). Par conséquent, selon la formule du modèle de régression (**Tableau 15**, **modèle 5**) incluant toutes les variables indépendantes, les concentrations de TP et de DIN étaient les facteurs d'influence les plus négatifs (*Bêta = -0,066*) et positifs (*Bêta = +0,035*) pour prédire le biovolume de *D. flos-aquae*, tandis que le fer (*Bêta = +0,001*) et le pH (*Bêta = -0,014*) ont montré l'effet le plus faible. Cependant, pour le biovolume de *M. aeruginosa* (**Tableau 15**, **modèle 10**) les variables indépendantes les plus influentes étaient les concentrations de TP (*Bêta = +0,240*) suivies de DIN (*Bêta = -0,036*) et de fer (*Bêta = -0,017*), et la température de l'eau (*Bêta = -0,016*).

Concernant la concentration de MC-LR, la concentration DIN est considérée comme la variable indépendante la plus explicative avec un R^2 *ajusté* de 0,723 (**Tableau 15**, **modèle 11**). L'ajout de TP et de T° à ce modèle a augmenté la variabilité à 8% et 5,3%, respectivement (**Tableau 15**, **modèles 12** et **13**). Cependant, la concentration de MC-LR a légèrement diminué (0,2%) lors de l'ajout du pH (**Tableau 15**, **modèle 14**), et a augmenté de 5,5% après la substitution du pH par le fer (**Tableau 15**, **modèle 15**). Par conséquent, les facteurs les plus influents sur la concentration de MC-LR étaient les concentrations de TP (*Bêta = -0,640*) suivies de DIN (*Bêta = +0,190*), de fer (*Bêta = +0,008*) et la température de l'eau (*Bêta = +0,002*).

Tableau 14 : Corrélations (Pearson) des variables limnologiques de la retenue du barrage de Foum-Gleita.

Paramètres	T°	pH	Salinité	Secchi	DO	NH_3-N	NH_2-N	NH_4-N	DIN	PO_4-P	TP	DIN/TP	Fe	Chl-a	MC-LR
T°	1														
pH	-0,220	1													
Salinité	0,060	-0,340	1												
Secchi	-0,290	-0,406	0,300	1											
DO	-0,290	0,320	0,230	0,150	1										
NH_3^--N	0,434*	-0,431	0,290	0,170	-0,394	1									
NH_2^--N	0,460	-0,402	0,250	0,160	-0,417	0,936***	1								
NH_4^+-N	0,355	-0,442	0,250	0,120	-0,460	0,973***	0,962***	1							
DIN	0,440	-0,433	0,290	0,170	-0,398	0,960***	0,940***	0,975***	1						
PO_4^{-3}-P	-0,408	0,401	-0,160	0,020	0,413	-0,723*	-0,760**	-0,731***	-0,725**	1					
TP	-0,353	0,432	-0,190	0,010	0,300	-0,697**	-0,724**	-0,690**	-0,698**	0,983***	1				
DIN/TP	0,551*	-0,651*	0,290	0,130	-0,418*	0,961***	0,933**	0,970***	0,963***	-0,786**	-0,752**	1			
Fe	0,431	-0,404	0,160	0,010	-0,384	0,864*	0,883	0,898	0,867	-0,813	-0,781	0,869*	1		
Chl-a	0,230	-0,110	0,180	0,050	-0,450*	0,454**	0,443**	0,426**	0,454**	-0,394*	-0,408*	0,431**	0,455**	1	
MC-LR	0,466*	-0,180	0,090	0,030	-0,100	0,468	0,528*	0,505*	0,471*	-0,422*	-0,409*	0,498*	0,574***	0,891***	1
D. flos-aquae	0,210	0,493*	-0,130	-0,220	0,080	-0,567*	-0,581*	-0,491*	-0,565*	0,673**	0,694**	-0,504**	-0,478*	-0,310	-0,190
M. aeruginosa	0,474*	-0,553*	0,050	-0,050	-0,464**	0,585**	0,750***	0,693**	0,592**	-0,482*	-0,421*	0,630**	0,671***	0,434**	0,606***

T° = température ; **pH** = potentiel d'hydrogène ; **DO** = oxygène dissous ; **NH_3^--N** = nitrate ; **NH_2^--N** = nitrite ; **NH_4^+-N** = ammonium ; **DIN** = azote inorganique dissous total ; **PO_4^{-3}-P** = orthophosphate ; **TP** = phosphore total ; **DIN/TP** = rapport azote inorganique dissous total / phosphore total ; **Fe** = ion de fer ; **Chl-a** = chlorophylle-a ; **MC-LR** = microcystine-LR ; ***M. aeruginosa*** = *Microcystis aeruginosa* ; ***D. flos-aquae*** = *Dolichospermum flos-aquae* ; **Signification des coefficients de corrélation : *** (0,01 < p < 0,05), ****** (0,001 < p < 0,01) et ******* (p < 0,001).

Tableau 15 : Modèles de régression linéaire multiple expliquant l'abondance des espèces *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* et la variation de concentrations en microcystine-LR dans la retenue du barrage de Foum-Gleita.

N°	Variables dépendantes	Variables indépendantes	Équations des modèles de régression linéaire	R^2 ajusté	*F*
1	log DolBiov	log DIN	– 3,356*** + 3,363*log DIN	0,182	4,894
2		log DIN + log TP	– 3,723*** + 4,405*log DIN – 1,676***log TP	0,193	9,364
3		log DIN + log TP + T	– 2,983** + 4,394*log DIN – 1,917***log TP – 0,03*T	0,160	3,218
4		log DIN + log TP + pH	– 3,719** + 2,967*log DIN – 17,646**log TP – 1,457**pH	0,430	9,794
5		log DIN + log TP + pH+ log Fe	– 3,027** + 2,631*log DIN – 12,628**log TP – 0,878*pH + 0,015*log Fe	0,489	9,724
6	log MycBiov	log DIN	+ 0,775*** – 3,317**log DIN	0,863	111,396
7		log DIN + log TP	+ 1,614** – 1,355**log DIN + 3,831*log TP	0,650	66,134
8		log DIN + log TP + T	+ 2,789*** – 1,389**log DIN + 4,197*log TP – 0,038**T	0,883	89,095
9		log DIN + log TP + T + pH	+ 2,823*** – 1,549**log DIN + 4,273*log TP – 0,078*T + 0,238*pH	0,884	67,469
10		log DIN + log TP + T + log Fe	+ 2,917*** – 1,942**log DIN + 4,722*log TP – 0,206*T – 0,160***log Fe	0,902	72,470
11	log [MC-LR]	log DIN	– 1,134** + 0,658**log DIN	0,723	92,35
12		log DIN + log TP	– 1,233** + 0,425**log DIN – 0,454**log TP	0,803	72,252
13		log DIN + log TP + T	– 1,565*** + 0,415**log DIN – 0,346**log TP + 0,014**T	0,856	70,30
14		log DIN + log TP + T + pH	– 1,257** + 0,390**log DIN – 0,334**log TP + 0,014**T – 0,038*pH	0,854	52,341
15		log DIN + log TP + T + log Fe	– 1,324** + 0,312*log DIN – 0,590*log TP + 0,007**T + 0,019***log Fe	0,909	55,15

Nombre d'observations = 72 ; **T°** = température ; **DIN** = azote inorganique dissous total ; **TP** = phosphore total ; **Fe** = fer ; **DolBiov =** biovolume de *Dolichospermum flos-aquae* ; **MycBiov =** biovolume de *Microcystis aeruginosa* ; **MC-LR =** microcystine-LR ; **Signification des coefficients de régression : *** (0,01 < *p* < 0,05), **** (0,001 < *p* < 0,01) et ***** (*p* < 0,001) ; **Signification des modèles =** P < 0,0001.

CHAPITRE IV : DISCUSSION GENERALE

IV. 1. Paramètres hydro-physicochimiques et dynamique du phytoplancton

Les facteurs environnementaux régissant la retenue d'eau du barrage de Foum-Gleita ont considérablement évolué depuis la création de cette retenue, qui se caractérisait par l'apparition croissante de proliférations cyanobactériennes sur une longue période de l'année, indicateur d'un état avancé d'eutrophisation. Ce changement limnologique frappant était probablement lié aux différents facteurs tels que l'urbanisation croissante en absence de réseaux de traitement des eaux usées, les activités agricoles, les mines de phosphate présentes dans le bassin versant de ce barrage et le long ensoleillement (environ 350 jours) accompagné de l'augmentation de la température de l'eau , ce qui pourrait contribuer à la fois à un plus grand apport en azote (N) et en phosphore (P), et à l'amplification du phénomène d'eutrophisation. Par conséquent, un rejet continu de nutriments combiné à un climat sahélien typique, caractérisé par deux saisons distinctes : une longue saison sèche (octobre-juin) et une courte saison pluvieuse plus chaude (juillet-septembre), offrent une opportunité considérable pour le développement des cyanobactéries telles que *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* (*Anabaena flos-aquae*) dans cette retenue d'eau. De même, Fernández et *al.* (2012) ont rapporté que les proliférations de cyanobactéries dominées principalement par *Microcystis aeruginosa* et *Anabaena circinalis* étaient récurrentes pendant l'été et au début de l'automne depuis 1982 dans le réservoir hypereutrophe du Paso de las Piedras (Argentine). De plus, Ndela et *al.* (2016) ont rapporté que les régions d'Afrique où l'eau est rare, qui se caractérisent par de faibles précipitations, ont des rapports plus élevés sur les proliférations de cyanobactéries que les régions à fortes précipitations. De même, Marion et *al.* (2017) ont rapporté que la région présentant proportionnellement la plus grande prolifération de cyanobactéries aux États-Unis était un paysage semi-aride soumis à de fortes sécheresses ; et lorsque la pénurie d'eau dans cette région était associée à des apports élevés de nutriments, la probabilité de prolifération de cyanobactéries augmente.

L'analyse microscopique des échantillons d'eau a montré que le phytoplancton de la retenue du barrage de Foum-Gleita était essentiellement composé d'un assemblage Chlorophycées/ Cyanophycées, avec quelques Diatomées. D'autres groupes tels que les Cryptophycées, les Dinophycées et les Euglenophycées étaient également présents mais avec une importance bien moindre, bien que des développements locaux à court terme puissent parfois être observés, comme pour le groupe des Cryptophycées sur le site S2 en juillet-août (**Figure 54**). Globalement, la dynamique du phytoplancton dans la retenue du barrage de Foum-Gleita était

quantitativement dominée par le groupe des Cyanophycées pendant la période des pluies (juillet-septembre) spécialement dans les sites S3 et S4 où les pollutions anthropiques étaient les plus importantes avec des concentrations élevées de DIN (6,53 et 8,22 mg/L, respectivement) et de TP (0,56 et 0,59 mg/L, respectivement) combinées à une température de l'eau élevée (30,4 et 30,7 °C, respectivement). Cependant, lorsque la température de l'eau commence à baisser pendant les mois de la saison sèche (novembre-avril), les Chlorophycées deviennent le groupe dominant dans ces sites (S3 et S4) bien que les cyanobactéries soient toujours présentes en deuxième position avec des abondances relatives de 17 à 29% (**Figure 54**). Dans les deux autres sites, S1 situé à l'embouchure de la rivière Gorgol Noir et S2 loin de toute pollution anthropique, la communauté phytoplanctonique a été caractérisée par une succession d'abondance distincte de Diatomées/Chlorophycées. Cependant, les Cyanophycées étaient toujours présentes en troisième position sauf dans le site S2 en juillet-août où elles étaient présentes en quatrième position après les Cryptophycées (**Figure 54**).

Nos résultats sont cohérents avec d'autres études qui ont montré que la succession du phytoplancton dans les écosystèmes aquatiques tropicaux était caractérisée par un changement distinct entre les saisons sèches et pluvieuses : Chlorophycées/Cyanophycées dans le lac Tanganyika en Tanzanie (Descy et *al.*, 2005), Diatomophycées/Cyanophycées dans le lac Victoria au Kenya (Kling et *al.*, 2001) et dans le lac Guiers au Sénégal (Bouvy et *al.*, 2006 ; Tian et *al.*, 2012). Alors que dans les régions tempérées comme en Afrique du Nord, les communautés de phytoplancton étaient dominées par le groupe des Diatomophycées en hiver et les Chlorophycées au printemps-été, succédés par les Cyanophycées en automne (El Herry et *al.*, 2008 ; Gellati et *al.*, 2017 ; Hammou et *al.*, 2018). Dans d'autres régions comme l'Europe et l'Amérique, une analyse des données de 143 lacs a montré que la biomasse des cyanobactéries augmente fortement avec la température dans les lacs avec des taux élevés d'absorption de la lumière (Kosten et *al.*, 2012). De plus, Jankowiak et *al.* (2019) ont signalé que dans les études sur le terrain et les expériences aux laboratoires, l'abondance des cyanobactéries dans le lac Érié (situé à la frontière internationale entre le Canada et les États-Unis) a considérablement augmenté en réponse à une élévation de l'azote, avec des fortes augmentations combinées à des concentrations élevées de N et de P, et à la température de l'eau. En revanche, Almanza et *al.* (2019) ont montré que certains genres de cyanobactéries tels que *Aphanizomenon*, *Aphanocapsa*, *Aphanothece* et *Dolichospermum* peuvent former des proliférations dans les écosystèmes d'eau douce du centre-sud du Chili à de basses

températures en automne et en hiver (10,8-15,6 °C), ce qui suggère que l'eutrophisation est le principal facteur de prolifération de ces genres indépendamment de la température de l'eau.

Le phosphore (P) est généralement considéré comme le nutriment limitant dans les écosystèmes d'eau douce, et des concentrations élevées de ce nutriment sont souvent corrélées à l'apparition de proliférations cyanobactériennes dans le monde (O'Neil et *al.*, 2012 ; Xu et *al.*, 2015 ; Huang et *al.*, 2016 ; Gobler et *al.*, 2016 ; Harke et *al.*, 2016 ; Li et *al.*, 2018). Il est bien établi que les changements dans la concentration en nutriments et la stœchiométrie, par exemple la diminution du rapport TN/TP, peuvent déplacer les assemblages de phytoplancton vers la dominance des cyanobactéries (Trimbee & Prepas, 1987 ; Downing & McCauley, 1992 ; Watson et *al.*, 1997 ; Paerl et *al.*, 2011 ; Gobler et *al.*, 2016). L'azote (N) peut parfois être co-limitant, car il s'agissait d'un élément nutritif essentiel à la croissance d'algues (O'Neil et *al.*, 2012). Outre les taux de ces deux nutriments, leur rapport TN/TP a également été considéré comme l'un des principaux paramètres pour déterminer la croissance des cyanobactéries (Smith, 1983 ; Jeppesen et *al.*, 2009). Par exemple, Havens et *al.* (2003) ont rapporté que le maintien de faibles concentrations absolues de N et P combiné au maintien d'un rapport TN/TP élevé au-dessus de 30 réduit le risque de la prolifération cyanobactérienne. Cependant, une concentration élevée de P et un faible rapport TN/TP tendent à favoriser la croissance de certaines espèces de cyanobactéries, en particulier les espèces hétérocystées, comme *Dolichospermum* sp., pour lesquelles les déficits en N peuvent être compensés par la fixation de l'azote atmosphérique (Smith, 1983 ; Horne & Commins, 1987 ; Li et *al.*, 2018).

De même dans cette étude, bien que les concentrations de N et de P aient toujours été élevées dans la retenue du barrage de Foum-Gleita tout au long de la période d'étude, l'abondance la plus élevée des deux espèces cyanobactériennes dominantes *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* a été observée lorsque le rapport DIN/TP était inférieur à 10 (**Figure 61**). Récemment, Bogard et *al.* (2020) ont testé à l'aide de mésocosmes expérimentaux l'évolution du phytoplancton lors de l'ajout d'un gradient d'azote (0 à 18 mg/L) dans le lac hypereutrophe et peu profond Wascana (Canada) contenant de fortes concentrations de phosphore total dissous (400 à 500 µg/L) et d'orthophosphate (280 à 400 µg/L), similaires aux valeurs moyennes enregistrées dans la retenue du barrage de Foum-Gleita. Les résultats de cette étude ont montré que des concentrations faibles à modérées de N (1 à 3 mg/L/semaine) favorisaient la dominance de cyanobactéries toxiques et l'accroissement des concentrations en

microcystines (MCs). À l'inverse, des concentrations élevées de N (jusqu'à 18 mg/L/semaine) ont conduit à la prédominance des chlorophytes sur les cyanobactéries et à la réduction de la teneur en MCs. Par conséquent, notre étude fournit un nouvel aperçu des effets des concentrations modérées de N (jusqu'à 6 mg/L) sur la composition de la communauté phytoplanctonique avec une prédominance du groupe des cyanobactéries dans les écosystèmes d'eau douce riches en phosphore (P).

IV. 2. Dynamique de *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* et corrélations avec les facteurs environnementaux

La communauté cyanobactérienne de la retenue du barrage de Foum-Gleita était principalement composée de *Dolichospermum flos-aquae* et *Microcystis aeruginosa* qui étaient connues parmi les espèces les plus productrices de microcystines (MCs) et les plus formatrices de blooms dans le monde (Cook et *al*., 2004 ; Sukenik et *al*., 2012 ; Harke et *al*., 2016 ; Li et *al*., 2016 ; Haakonsson et *al*., 2017 ; Pearl, 2018 ; Benayache et *al*., 2019). La tendance de croissance de ces deux espèces dominantes suivait le même modèle sur les quatre sites (S1 à S4) ; montrant une faible abondance entre décembre et février lorsque la température de l'eau était un peu plus basse (environ 20 °C). Cependant, le biovolume des deux espèces commence a augmenté parallèlement avec les températures à partir du mois de mars pour atteindre son pic en août et en septembre lorsque la température de l'eau atteint 30 °C (**Figure 61**). Dans les écosystèmes où l'azote (N) et le phosphore (P) non limitatifs comme notre retenue, les températures de l'eau élevées peuvent favoriser le développement des cyanobactéries en maximisant leurs taux de croissance par rapport aux autres groupes phytoplanctoniques (Paerl & Paul, 2012 ; Carey et *al*., 2012). Bien que la tendance de croissance de *D. flos-aquae* et *M. aeruginosa* dans cette retenue était similaire dans les quatre sites d'échantillonnage, leur biovolume était environ 30 fois plus élevé dans les sites S3 et S4 (**Figure 61**). Cette différence de dynamique spatiale pourrait être expliquée par le fait que S3 et S4 étaient les sites les plus exposés aux pollutions anthropiques. En fait, les concentrations élevées de DIN et de TP ont été détectées dans ces sites avec des pics atteignant respectivement : 6,53 et 8,22 mg/L de DIN et 0,56 et 0,59 mg/L de TP (**Tableaux 8** et **9**).

Les relations entre le biovolume de ces deux espèces abondantes et les facteurs limnologiques tels que la température et le pH de l'eau, les concentrations de DIN, TP et Fe, et le rapport DIN/TP ont été étudiées en utilisant la corrélation de Pearson et la régression linéaire multiple

pas à pas (**Tableaux 14** et **15**). En utilisant la corrélation de Pearson, nous avons observé une corrélation négative modérée et significative entre la concentration de DIN et le biovolume de *Dolichospermum flos-aquae* ($r = -0,565$, $p < 0,05$), indiquant que la diminution de la concentration de DIN a amélioré l'abondance de cette espèce. Par contre, l'abondance de *Microcystis aeruginosa*, augmente avec l'accroissement de la concentration de DIN car il y avait une corrélation positive modérée et significative ($r = 0,592$, $p < 0,01$) entre ces deux variables. Nos résultats étaient similaires à certains résultats qui rapportaient que *Dolichospermum*, un genre fixateur d'azote atmosphérique, est généralement un taxon compétitif sous de faibles concentrations d'azote, tandis que les espèces du genre *Microcystis* qui sont incapables de fixer l'azote atmosphérique nécessitent des eaux plus riches en ce nutriment (Willén & Mattsson, 1997 ; Li et *al*., 2012).

Cependant, plusieurs autres études ont démontré que l'azote inorganique dissous (DIN) n'est pas toujours le seul facteur qui détermine la formation de proliférations cyanobactériennes, mais que le phosphore (P) est également considéré comme le nutriment limitant dans les écosystèmes d'eau douce. Généralement, des concentrations élevées de P (Xu et *al*., 2010 ; O'Neil et *al*., 2012 ; Huang et *al*., 2016 ; Benayache et *al*., 2019) avec un faible rapport N/P (Schindler, 1977 ; Ekholm, 2008 ; Jeppesen et *al*., 2009 ; Li et *al*., 2018) favorisaient souvent la croissance des cyanobactéries. Dans cette étude, nous avons observé une corrélation négative modérée et significative entre les concentrations de TP et le biovolume de *M. aeruginosa* ($r = -0,421$, $p < 0,05$), indiquant que la diminution de la concentration de TP a augmenté l'abondance de cette espèce. À l'inverse, une forte corrélation positive et significative ($r = 0,694$, $p < 0,01$) a été observée entre l'abondance de *D. flos-aquae* et la concentration de TP, indiquant que son abondance augmente lorsque la concentration de TP augmente. Ce résultat était cohérent avec d'autres études qui ont rapporté que *Microcystis* était capable de réguler à la hausse plusieurs gènes piégeurs de P lui permettant de persister dans des conditions de faibles concentrations en P ; cependant, dans des conditions de fortes teneurs en orthophosphate (DIP), *Dolichospermum* était le genre cyanobactérien dominant (Harke et *al*., 2012 ; 2016).

Outre les concentrations absolues de N et de P, leur rapport (N/P) a également été considéré comme l'un des principaux paramètres pour déterminer la croissance des cyanobactéries (Schindler, 1977 ; Ekholm, 2008 ; Jeppesen et *al*., 2009 ; Li et *al*., 2018). Dans cette étude, des fortes corrélations positives et significatives ($r = 0,630$, $p < 0,01$) avec d'autres négatives

modérées et significatives ($r = -0,504$, $p < 0,01$) ont été observées entre le rapport DIN/TP et le biovolume de *M. aeruginosa* et de *D. flos-aquae*, respectivement. Cependant, la relation entre les rapports TN/TP et l'abondance d'espèces fixatrices d'azote telles que *Dolichospermum* spp. a fait l'objet d'un débat considérable. Par exemple, plusieurs études ont rapporté que les concentrations de TN ou de TP sont de meilleurs prédicteurs de la dominance cyanobactérienne que le rapport TN/TP (Jensen et *al.*, 1994 ; Downing et *al.*, 2001; Kosten et *al.*, 2012).

Étant donné que les concentrations de N et de P dans la retenue du barrage de Foum-Gleita étaient extrêmement élevées tout au long de l'année et étaient toujours supérieures aux niveaux requis pour la croissance du phytoplancton (Reynolds, 1997), il se peut donc qu'elles ne soient pas les seuls facteurs de la codominance de *Dolichospermum flos-aquae* et de *Microcystis aeruginosa* dans les eaux de cette retenue. Par conséquent, d'autres facteurs limnologiques tels que la température et le pH de l'eau et la concentration en fer (Fe) peuvent interagir avec le DIN et le TP pour déterminer la dominance relative de ces deux espèces. Nous avons observé dans cette étude que seule *M. aeruginosa* présentait une corrélation positive modérée et significative ($r = 0,474$, $p < 0,05$) avec la température de l'eau (**Tableaux 15**).

Par conséquent, l'absence de corrélation significative entre l'abondance de *D. flos-aquae* et la température de l'eau peut probablement être due à la faible variation de température au cours de la période d'étude, allant de 20 à 30 °C. Il a été suggéré que le réchauffement climatique n'augmentera pas les fréquences de prolifération uniquement en favorisant la croissance de cyanobactéries (Affan et *al.*, 2015 ; Paerl et *al.*, 2016 ; Visser et *al.*, 2016 ; Huisman et *al.*, 2018) mais aussi indirectement via une augmentation du rejet de P des sédiments (Jeppesen et *al.*, 2009). Ces facteurs pris ensemble, tels que des conditions de température uniformes et élevées et des niveaux élevés de DIN et de TP pourraient non seulement améliorer la croissance de cyanobactéries toxiques mais également affecter la dynamique de cyanobactéries dans les eaux de cette retenue. En plus de la température de l'eau, le pH de l'eau peut également contribuer à la prolifération de cyanobactéries dans les écosystèmes d'eau douce. En effet, Wicks & Thief (1990) ont rapporté que les cyanobactéries préfèrent généralement des conditions légèrement alcalines avec un pH allant de 7,7 à 9,4. De même, dans la retenue du barrage de Foum-Gleita avec des valeurs de pH de l'eau allant de 7,1 à 7,8, des corrélations négatives modérées et significatives ($r = -0,553$, $p < 0,05$) et faibles positives

et significatives ($r = 0,493$, $p < 0,05$) ont été observées entre les le pH de l'eau et le biovolume de *M. aeruginosa* et *D. flos-aquae*, respectivement.

Récemment, Yang et *al.* (2018) ont rapporté qu'une température et un pH élevés favorisent *Microcystis aeruginosa* pour surpasser l'algue verte *Scenedesmus obliquus*. De plus, nos résultats ont également montré des fortes corrélations positives ($r = 0,671$, $p < 0,001$) et d'autres négatives modérées ($r = -0,478$, $p < 0,05$) entre la concentration en fer et le biovolume de *M. aeruginosa* et de *D. flos-aquae*, respectivement. Des études expérimentales impliquant l'ajout du fer (Fe) seul ainsi qu'en combinaison avec P et/ou N ont été menées sur les échantillons d'eau du lac Érié (États-Unis) et de plusieurs lacs oligotrophes en Suède. Les résultats de ces études ont montré que l'enrichissement en Fe seul n'entraînait pas une augmentation significative de la biomasse de phytoplancton, mais l'addition combinée de Fe, P et N a produit des augmentations de biomasse plus importantes que l'ajout de P et N seuls (Twiss et *al*., 2000 ; Vrede & Tranvik, 2006 ; North et *al*., 2007).

Dans une autre étude expérimentale, Wang et *al*. (2015) ont évalué la capacité concurrentielle de *Microcystis aeruginosa* à *Pseudanabaena* sp. dans des co-cultures avec des concentrations de $FeCl_3$ faibles (0,08 µM) et élevées (1 µM). Leurs résultats ont montré que l'abondance cellulaire de *M. aeruginosa* diminuait de 18,4% sous la forte concentration de Fe mais augmentait de 23,7% sous la faible concentration, suggérant que *M. aeruginosa* avait un avantage concurrentiel par rapport à *Pseudanabaena* sp. en présence de ce nutriment. De plus, Morton & Lee (1974) ont signalé que des concentrations de Fe allant de 0,1 à 1,0 mg/L ont provoqué un déplacement du type dominant d'algue cultivé de l'algue verte vers *M. aeruginosa*.

Pour affiner notre analyse concernant les effets d'interaction de la température et pH de l'eau et des concentrations de DIN, TP et Fe sur l'abondance des deux espèces dominantes *D. flos-aquae* et *M. aeruginosa* dans la retenue du barrage de Foum-Gleita, une régression linéaire multiple pas à pas ascendante a été utilisée. Nos résultats ont montré que la concentration de DIN expliquait 86,3% de la variabilité du biovolume de *M. aeruginosa*, (**Tableau 15**, **modèle 6**), et seulement 18,2% de la variabilité de *D. flos-aquae* (**Tableau 15**, **modèle 1**). Lors de l'ajout de la concentration de TP au modèle, une légère augmentation de la valeur R^2*ajusté*, de 0,182 à 0,193, a été observée pour *D. flos-aquae*, cependant, une diminution significative de la valeur R^2*ajusté*, de 0,863 à 0,650, a été observée pour *M. aeruginosa* (**Tableau 15, modèles 2** et **7**, respectivement). Ceci est conforme à l'étude récente de Jankowiak et *al*.

(2019) montrant qu'en réponse à des gradients de doses de N et de P pendant une prolifération des cyanobactéries toxiques dans le lac Érié ; l'azote a considérablement augmenté l'abondance relative des genres non-azotrophes tels que *Planktothrix*, tandis que celle des genres diazotrophes tels que *Dolichospermum* et *Aphanizomenon* a été augmentée par des concentrations élevées de P. D'autre part, l'ajout de la température de l'eau aux derniers modèles a diminué la valeur R^2*ajusté*, de 0,193 à 0,160, pour *D. flos-aquae* ; en revanche, il a augmenté la valeur R^2*ajusté* de 0,650 à 0,883 pour *M. aeruginosa* (**Tableau 15, modèles 3** et **8**, respectivement). Cependant, lorsque le pH de l'eau remplace la température de l'eau dans les modèles 3 et 8, respectivement une augmentation significative de la valeur R^2*ajusté* de 0,160 à 0,430 pour *D. flos-aquae* a été observée, mais aucun effet n'a été observé pour *M. aeruginosa*. De plus, les modèles de régression pour le biovolume de ces deux espèces dominantes expliquaient la variance maximale si la concentration de Fe était incluse comme variable indépendante (**Tableau 15**, **modèles 5** et **10**, respectivement). Par conséquent, la meilleure structure du modèle linéaire global qui explique la plus grande variation du biovolume de *D. flos-aquae* est celle qui inclut les concentrations de DIN, TP et Fe, et le pH de l'eau comme prédicteurs (R^2*ajusté* = 0,489). Cependant, pour *M. aeruginosa*, la régression pas à pas a abouti à un modèle linéaire à quatre variables, comprenant également les concentrations de DIN, TP et Fe et la température de l'eau (T) comme meilleurs prédicteurs (R^2*ajusté* = 0,902). Cela concorde avec les résultats rapportés par Wever et *al.* (2007) montrant que l'ajout combiné de Fe, P et N à des échantillons d'eau du lac Tanganyika (vallée du Rift d'Afrique de l'Est) stimule la croissance des cyanobactéries mais pas des Diatomées ou des Chlorophytes.

IV. 3. Concentrations de microcystine-LR et corrélation avec les facteurs environnementaux

Cette étude a montré pour la première fois la présence de microcystine-LR (MC-LR) dans les écosystèmes d'eau douce en Mauritanie avec un pic (5,638 µg/L) dépassant 5 fois la valeur guide recommandée par l'Organisation Mondiale de la Santé pour l'eau potable qui est de 1 µg/L (WHO, 1998). L'analyse de la matrice triangulaire de corrélation de Pearson (**Tableau 14**) a montré une forte corrélation positive et significative entre la concentration de MC-LR et le biovolume de *M. aeruginosa* ($r = 0,606$, $p < 0,001$). Cette forte relation significative suggère que la présence de cette toxine dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita dépend de l'abondance de cette espèce. Cependant, malgré cette preuve solide, nous ne

pouvons pas confirmer que *M. aeruginosa* était la seule espèce productrice de MC-LR, puisque l'analyse HPLC/MS a été réalisée sur un échantillon environnemental contenant plusieurs autres espèces de cyanobactéries toxiques, telles que *D. flos-aquae*, *Oscillatoria* sp., et *Planktothrix* sp., qui sont également connues dans la littérature comme potentiellement toxiques et peuvent biosynthétiser les MCs (Benayache et *al*., 2019). Par conséquent, pour lier une espèce cyanobactérienne présente dans les eaux de cette retenue à la biosynthèse de la MC-LR, il faudrait isoler au moins ces quatre espèces majoritaires puis rechercher le marqueur lié à la biosynthèse de cyanotoxines, tel que le gène de la microcystine synthétase A (mcyA) en utilisant l'analyse PCR en temps réel, dans chaque isolat cyanobactérien comme décrit par Furukawa et *al.* (2006).

Bien qu'à ce jour, 279 congénères de microcystines soient caractérisés (Bouaïcha et *al*., 2019), seul le variant le plus fréquent et le plus toxique, la MC-LR a été détecté dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. Comme indiqué dans plusieurs études à travers le monde, la MC-LR a généralement été détectée comme le variant principal des proliférations cyanobactériennes, spécialement en Europe et en Afrique, mais elle s'est fréquemment produite avec un ou jusqu'à plus de 10 autres variants mineurs (Bouhaddada et *al*., 2016 ; Ndela et *al*., 2016 ; Taranu et *al*., 2019). De nombreuses études sur le terrain et en laboratoire ont démontré que la biosynthèse des MCs dépend de la souche (Vézie et *al*., 1998 ; Dittmann et *al*., 2015). Cependant, leur diversité structurelle est encore plus complexe, car certains facteurs environnementaux tels que la disponibilité des nutriments N et P, l'intensité lumineuse, la limitation du fer, la température et le pH de l'eau sont impliqués dans l'amélioration ou la suppression de l'expression des gènes de la microcystine synthétase (Jähmichen et *al*., 2011; Pimentel & Giani, 2014 ; Dittmann et *al*., 2015 ; Puddick et *al*., 2016 ; Taranu et *al*., 2019). Cependant, la relation entre ces facteurs environnementaux et la biosynthèse des MCs est invariablement complexe et des lacunes subsistent dans la compréhension de la façon dont ces facteurs environnementaux peuvent moduler l'abondance relative des variants de MCs et leurs concentrations dans une prolifération cyanobactérienne.

Dans cette étude, nous avons observé que la concentration de MC-LR était positivement corrélée aux concentrations de DIN ($r = 0,471$, $p < 0,05$), Fe ($r = 0,574$, $p < 0,001$), et à la température de l'eau ($r = 0,466$, $p < 0,05$), cependant, elle était négativement corrélée à la concentration de TP ($r = -0,409$, $p < 0,05$). En appliquant une régression linéaire pas à pas avec l'addition progressive de ces quatre variables prédictives, nous avons observé que la concentration de DIN à elle seule expliquait 72,3% de la variabilité des concentrations de

MC-LR (**Tableau 15**, **modèle 11**), suggérant que l'augmentation de N entraînait une augmentation du contenu MC-LR. Ceci est en accord avec d'autres études montrant que la teneur en MCs riches en N augmente avec la disponibilité croissante de N (Sivonen, 1990 ; Van de Waal et *al*., 2009 ; Horst et *al*., 2014). Cependant, dans une étude récente basée sur une expérience de culture par lots testant l'effet de N sur la biosynthèse des MCs par une espèce non hétérocyste telle que *Microcystis aeruginosa* PCC 7806, Pan et *al.* (2019) ont rapporté qu'une concentration élevée de N entraîne une diminution de l'expression des gènes de la microcystine synthétase (mcy). En revanche, dans une étude précédente, Sivonen (1990) a rapporté qu'une concentration élevée de N dans le milieu de culture augmentait à la fois la croissance et les concentrations intracellulaires de MCs des souches d'*Oscillatoria agardhii* 97 et CYA 128 non fixatrices d'azote atmosphérique. À l'inverse, les concentrations de P semblent être liées avec la production de toxines à la fois d'espèces hétérocystes et non hétérocystes (Sivonen 1990 ; Rapala et *al*., 1997). Par conséquent, les résultats des études en laboratoire et sur le terrain sur l'effet de la concentration de N sur la production de MCs d'espèces non hétérocystes sont controversés et il existe peut-être une concentration seuil de N, au-dessus de laquelle d'autres facteurs (p. Ex., concentrations de P et Fe, et température de l'eau) peuvent affecter la toxicité de ces espèces. En effet, dans cette étude nous avons montré que, bien que la concentration de DIN seul a montré une forte capacité proportionnelle à prédire la variation de la concentration de MC-LR (R^2 *ajusté* = 0,723), lors de l'addition de la température de l'eau et des concentrations de TP et Fe, le modèle linéaire de prédiction a présenté une amélioration remarquable comme l'indique l'augmentation de la valeur R^2 *ajusté* de 0,723 à 0,909 (**Tableau 15**, **modèles 11** à **15**).

CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES

La présente étude a permis, pour la première fois, la caractérisation physicochimique des eaux brutes de la retenue du barrage de Foum-Gleita. Les résultats relatifs aux conditions du milieu ont montré que les eaux de la retenue de ce barrage s'avèrent être relativement chaudes (température moyenne variant de 27,9 °C en surface à 24,2 °C au fond de la retenue), légèrement alcalines (pH moyen allant de 7,6 en surface à 8,7 au fond de la retenue), et relativement aérées en surface et proches de l'anoxie au fond de la retenue avec une teneur moyenne en oxygène dissous de 10,06 et 4,24 mg/L respectivement.

Les résultats relatifs aux composés azotés ont montré que les nitrates (NO_3^--N) présentent les taux les plus élevés dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. Ses teneurs maximales ont été détectées durant la période des hautes eaux (6,17 mg/L en surface et 7,76 mg/L au fond de la retenue), diminuant progressivement en fin d'été probablement suite à la limitation des apports et à l'établissement du processus de dénitrification favorisant la production des ions ammoniums qui présentent une évolution presque inverse à celle des nitrates. L'azote ammoniacal (NH_4^+-N) semblerait être principalement d'origine endogène, et ses concentrations maximales ont oscillé entre 0,28 mg/L en surface et 0,39 mg/L au fond de la retenue avec un taux moyen annuel en ammoniums de 5% par rapport à l'azote minéral total. Cependant, les teneurs maximales en nitrites (NO_2^--N) ont oscillé entre 0,13 mg/L en surface et 0,22 mg/L au fond de la retenue. Elles suivent presque les mêmes variations que celles des nitrates avec un taux moyen annuel en nitrites de 1 % par rapport à l'azote minéral total.

Les résultats relatifs aux composés phosphorés ont montré que les teneurs en orthophosphates (PO_4^{-3}-P) dans les eaux de la retenue prospectée, sont relativement importantes tout le long de la période d'étude (teneur moyenne : 0,30 mg/L en surface et 0,37 mg/L au fond de la retenue), avec toutefois de plus fortes valeurs observées en période estivo-automnale (0,50 mg/L en surface et 0,54 mg/L au fond de la retenue). Elles représentent en moyenne 86 % du phosphore total. Ce taux très élevé d'orthophosphates pourrait être probablement attribué à la présence des mines de phosphate dans le bassin versant du barrage de Foum-Gleita. Le phosphore total (TP) est constitué en grande partie par les formes inorganiques, et suit presque les mêmes fluctuations que les orthophosphates avec des teneurs maximales de 0,57 mg/L en surface et 0,59 mg/L au fond de la retenue.

L'évolution spatiotemporelle du rapport TN/TP a montré des fluctuations très importantes en fonction des sites de prélèvement, des saisons et des profondeurs. Toutefois, les valeurs les

plus faibles de ce rapport ont été enregistrées durant la période estivo-automnale témoignant que l'élément phosphore est probablement le facteur limitant dans le milieu. Ces fluctuations sembleraient être la résultante de la quantité et de la qualité des apports en nutriments dans la retenue prospecté d'origine pluviométriquee et/ou anthropique.

L'évolution de la chlorophylle-a dans les eaux de la retenue prospectée a montré des fluctuations mensuelles importantes, où ses teneurs de surface et de fond ont varié respectivement de 4,13 à 19,31 µg/L et 1,12 à 14,13 µg/L, avec une moyenne annuelle de l'ordre de 8,29 µg/L, avec une distribution verticale homogène en période hiverno-printanière et fluctuante en période estivo-automnale.

Les indices d'eutrophisation basés sur les valeurs moyennes des concentrations en phosphore total (TP) et en chlorophylle-a (Chl-a) dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita, a globalement montré un indice d'état trophique- IET (*Trophic State Index-TSI-Carlson*) assez élevé (70 <IET <80), classifiant donc la retenue de ce barrage au stade hypereutrophe.

Par ailleurs, la présente étude a contribué à comprendre pour la première fois la composition spécifique et les variations saisonnières de la communauté du phytoplancton dans la retenue du barrage de Foum-Gleita. Elle a montré que la taxocénose phytoplanctonique de la retenue de barrage prospecté est faiblement diversifiée (28 taxons). Ces 28 taxons sont répartis sur six classes dont principalement celles des Chlorophycées, des Cyanophycées (Cyanobactéries), des Diatomées, des Cryptophycées, des Dinophycées et des Euglénophycées. Les cyanobactéries, classées deuxième groupe du point de vue diversité spécifique, représentent ainsi 32 % de cette dernière.

L'évolution des densités phytoplanctoniques a révélé une période de plus fort développement s'étendant du mois de mai au mois de septembre, où les plus fortes densités moyennes ont été enregistrées (27,20 10^5 ind/L en surface et 3,90 10^5 ind/L au fond de la retenue) avec un maximum régulièrement observé en surface. Toutefois, on note que les pics de la chlorophylle-a coïncident parfaitement avec ceux des densités phytoplanctoniques totales sauf pour le mois de janvier. L'inventaire de la microflore cyanobactérienne a permis d'identifier 8 taxons. Trois genres coloniaux (*Microcystis, Gloeocapsa et Chroococcus*) et cinq genres filamenteux (*Dolichospermum, Oscillatoria, Planktothrix, Lyngbya,* et *Spirulina*) ont été les plus fréquemment rencontrés dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita, notamment en période estivo-automnale. Parmi lesquels 5 genres sont reconnus dans la

littérature comme potentiellement toxiques, tels que *Microcystis*, *Dolichospermum*, *Oscillatoria*, *Planktothrix* et *Lyngbya*, représentés exclusivement par les espèces *Microcystis aeruginosa*, *Dolichospermum flos-aquae*, *Oscillatoria* sp., *Planktothrix* sp. et *Lyngbya* sp., respectivement. Les deux espèces, *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* ont été rencontrées dans le milieu durant toute la période estivo-automnale, atteignant leurs maximums en surface durant les mois d'août et septembre respectivement. L'apparition de ces espèces, notamment celle de *Microcystis aeruginosa*, identifiée comme écostratégique et dotée d'un pouvoir de flottabilité associé à une capacité de stockage des nutriments et à une résistance à la pression du broutage, semble être favorisée en été et en automne par l'augmentation de la température et de la lumière, mais aussi par les faibles rapports TN/TP ainsi que par la stabilité relative des masses d'eau en cette période.

D'autre part, la présente étude a démontré pour la première fois la présence de la microcystine-LR (MC-LR) dans les écosystèmes d'eau douce en Mauritanie, notamment dans les eaux brutes de la retenue du barrage de Foum-Gleita. L'analyse de l'extrait de l'échantillon de septembre 2017, qui correspond au biovolume le plus élevé de cyanobactéries toxiques, par chromatographie liquide à haute performance couplée à la spectrométrie de masse, a montré la présence d'un seul congénère de microcystines : la microcystine-LR (MC-LR) détectée à un temps de rétention de 5,31 min et à un pic moléculaire de 995,1. Les concentrations en MC-LR dissoutes (extracellulaires) étaient toujours inférieures aux concentrations de particules (intracellulaires), les proportions dans les échantillons d'eau n'ayant jamais dépassé 0,5% des concentrations totales de la MC-LR. De plus, l'analyse de l'évolution spatiotemporelle des concentrations totales en microcystine-LR dans les eaux brutes de la retenue de ce barrage a montré des fluctuations assez importantes. Dans les eaux de surface, ces concentrations ont varié de 0 à 5,638 µg/L. Les teneurs de surface les plus élevées ont été enregistrées en septembre et en août (4,392 et 5,638 µg/L, respectivement), où le biovolume de *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* était le plus élevé en fin d'été et au début de l'automne. Cependant, les niveaux les plus bas de MC-LR ont été observés durant la période froide allant de la saison chaude à la saison sèche (novembre 2017 à mars 2018), lorsque l'abondance de ces deux espèces était la plus faible. Toutefois, on note que la concentration maximale de MC-LR observée au niveau des eaux de surface de la retenue du barrage de Foum-Gleita (5,638 µg/L) dépasse largement la valeur guide de l'OMS pour l'eau potable (1 µg/L), bien que celle des eaux profondes était beaucoup plus faible (0,83 µg/L), ce qui pourrait représenter un danger pour la santé publique.

Par ailleurs, la présente étude a montré que des facteurs abiotiques tels que les concentrations de phosphore, d'azote et de fer ainsi que la température et le pH de l'eau jouaient un rôle important dans l'occurrence et l'abondance de deux espèces *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* et dans la variabilité des concentrations de MC-LR dans les eaux brutes de la retenue du barrage de Foum-Gleita. Elle a monté également une forte corrélation positive et significative entre les concentrations de MC-LR et le biovolume de *Microsystis aeruginos* ($r = 0,606$, $p < 0,001$) dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita. Cette corrélation suggère que la présence de cette toxine dans les eaux de la retenue de ce barrage pourrait dépendre de l'abondance de cette espèce. Cependant nous ne pouvons pas confirmer que *M. aeruginosa* était la seule espèce productrice de MC-LR, puisque l'analyse HPLC/MS a été réalisée sur un échantillon environnemental contenant plusieurs autres espèces de cyanobactéries, telles que *D. flos-aquae*, *Oscillatoria* sp., et *Planktothrix* sp., qui sont potentiellement toxiques et peuvent également biosynthétiser les MCs.

Bien que les intoxications liées aux cyanotoxines n'aient jamais été rapportées en Mauritanie, l'ensemble des résultats obtenus au cours de ce travail montre qu'un risque potentiel pour la santé publique lié aux cyanotoxines est bien présent dans les plans d'eaux de ce pays. La présence d'espèces cyanobactériennes potentiellement toxiques telles que *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae*, et de la microcystine-LR (MC-LR) à des concentrations supérieures à la valeur guide de l'OMS (1 µg/L), pendant 4 mois de l'année (juillet à octobre) dans la retenue du barrage de Foum-Gleita démontre clairement la nécessité pour les services de santé de prendre conscience des dangers pour la santé publique de ces dernières, et de mettre en place une surveillance régulière des cyanobactéries et des cyanotoxines dans les eaux de la retenue de ce barrage et dans les autres retenues d'eau du pays.

Il serait donc intéressant de caractériser génétiquement les deux espèces dominantes (*M. aeruginosa* et *D. flos-aquae*) dans les eaux de la retenue prospectée et d'étudier leur potentiel toxique afin de savoir la quelle ou les deux qui est (sont) toxique(s). De plus, des recherches supplémentaires sont nécessaires pour étudier le transfert de microcystine-LR dans la chaire de poissons et dans les réseaux de distribution d'eau potable, et pour mieux comprendre les relations écologiques qui permettent à une cyanobactérie non diazotrophique comme *M. aeruginosa* et à une espèce diazotrophique comme *D. flos-aquae* de dominer simultanément dans le même plan d'eau hypereutrophique riche en phosphore (P).

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abrantes, N., Antunes, S. C., Pereira, M. J. & Goncalves, F., 2006. Seasonal succession of cladocerans and phytoplankton and their interactions in a shallow eutrophic lake (Lake Vela, Portugal).Acta Oecol. 29, 54-64.

Abrantes, N., Nogueira, A. & Gonçalves, F., 2009. Short-term dynamics of cladocerans in a eutrophic shallow lake during a shift in the phytoplankton dominance.Annales de Limnologie - International Journal of Limnology 45, 237–245.

Adams, D. G. & Duggan, P. S. 2008. Cyanobacteria-bryophyte symbioses.J. Exp. Bot. 59, 1047- 1058.

Addico, G., Hardege, J., Komarek, J., Babica, P. & Graft-Johnson, K. A. A., 2006. Cyanobacteria species identified in the Weija and Kpong reservoirs: Ghana and their implications for drinking water quality with respect to microcystin. Afr. J. Mar. Sci. 28, 451–456.

Affan, M. A., Khomayis, H. S., Al-Harbi, S. M. & Haque, M. M., 2015. Effect of environmental factors on cyanobacterial abundance and cyanotoxins production in natural and drinking water, Bangladesh. Biol. Sci. 18, 50-58.

Almanza, V., Pedreros, P., Laughinghouse IV, H. D., Féliz, J., Parra, O., Azocar, M. & Urrutia, R., 2019. Association between trophic stat, watershed use, and blooms of cyanobacteria in south-central Chile. Limnol. 75, 30-41.

AFSSET, 2006. Rapport sur l'évaluation des risques liés à la présence de cyanobactéries et de leurs toxines dans les eaux destinées à l'alimentation, à la baignade et autres activités récréatives.

Ajuzie, C. C., 2012. A first survey of phytoplankton community richness in Lamingo Reservoir, Jos, Nigeria: a wake-up call for the continuous monitoring of microalgae in surface waters serving as drinking water sources in Nigeria. New York Sci. J. 5, 1–8.

Akatumbila, L., Mabiala, M., Lubini, A., Pwema, K., & Musibono, E. A., 2016. Contribution à l'évaluation de la qualité physicochimique de l'eau : cas de la rivière urbaine Gombe de Kinshasa/République démocratique du Congo. Larhyss Journal, n°26, Juin 2016, pp. 7-29.

Akin-Oriola, G. A., Anetekhai, M. A. & Oriola, A., 2006. Algal blooms in Nigerian waters: an overview. Afr. J. Mar. Sci 28 (2), 219–224.

Allalgua, A., Kaouachi, N., Boualeg, C., Adel, A. & Bensouileh, M., 2017. Caracterisation physico-chimique des eaux du barrage Foum El-Khanga (Region De Souk-Ahras, Algerie). European Scientific Journal April 2017 edition Vol.13, Nº.12 ISSN: 1857 – 7881 (Print) e - ISSN 1857- 7431.

Allen, M. M., 1984. Cyanobacterial cell inclusions. Annual review of microbiology 38, 1–25.

Amé, M. V., Díaz, M. P. & Wunderlin, D. A., 2003. Occurrence of toxic cyanobacterial blooms in San Roque Reservoir (Cordoba, Argentina): a field and chemometric study. Environ. Toxicol. 18(3), 192-201.

Aminot, A., 1983. Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Caractéristiques physicochimiques. Centre National de l'exploitation des océans. pp. 39-75.

An, J. & Carmichael, W. W., 1994. Use of a colorimetric protein phosphatase inhibition assay and enzyme linked immunosorbent assay for the study of microcystins and nodularins. Toxicon 32, 1495-1507.

Anderson, D., 1994. Red tides. Scientific American 271, 52–58.

Anderson, R. J., Luu, H. A., Chen, D. Z. X., Holmes, C. F. B, Kent, M., Leblanc, M., Taylor, F. J. R. & Williams, D. E., 1993. Chemical and biological evidence links microcystins to Salomon "Nepten liver Disease". Toxicon 31, 1315-1323.

Anderson, D. M., Burkholder, J. M., Cochlan, W. P., Glibert, P. M., Gobler, C. J., Heil, C. A., Kudela, R. M., Parsons, M. L., Rensel, J. E. J., Townsend, D. W., Trainer, V. L. & Vargo, G. A., 2008. Harmful algal blooms and eutrophication: Examining linkages from selected coastal regions of the United States. Harmful Algae 8,39-53.

Andrianasolo, E. H., Goeger, D. & Gerwick, W. H., 2007. Mitsoamide: a cytotoxic linear lipopeptide from the Madagascar marine cyanobacterium Geitlerinema sp. Pure Appl. Chem. 4, 593–602.

Arnold, D. E., 1971. Ingestion, assimilation, survival and reporoduction by Daphnia pulex fed seven species of blue-green algae. Limnol. Oceanogr. 16, 906-920.

Awramik, S. M., 1992. The oldest records of photosynthesis. Photosynth. Res. 33:75-89

Azevedo, S. M. F. O., Carmichael, W. W., Jochimsen, E. M., Rinehart, K. L., Lau, S., Shaw, G. R. & Eaglesham, G. K., 2002. Human intoxication by microcystins during renal dialysis treatment in Caruaru--Brazil. Toxicology 181, 441-446.

Azevedo, S. M. F. O., Carmichael, W. W., Jochimsen, E. M., Rinehart, K. L., Lau, S., Shaw, G. R. & Eaglesham, G. K., 2002. Human intoxication by microcystins during renal dialysis treatment in Caruaru--Brazil.Toxicology 181, 441-446.

Ba, Y., 2009. Atlas du Sud-Est mauritanien : dynamiques rurales. UE / GRDR. Kaédi. Mauritanie. 174p.

Bagu, J. R., Sonnichsen, F. D., Williams, D., Andersen, R. J., Sykes, B. D. & Holmes, C. F., 1995. Comparison of the solution structures of microcystin-LR and motuporin. Nat. Struct. Biol. 2, 114-116.

Bagu, J. R., Sykes, B. D., Craig, M. M. & Holmes, C. F., 1997. A molecular basis for different interactions of marine toxins with protein phosphatase-1. Molecular models for bound motuporin, microcystins, okadaic acid, and calyculin A. J. Biol. Chem. 272, 5087-97.

Ballot, A., Krienitz, L., Kotut, K., Wiegand, C. & Pflugmacher, S., 2005. Cyanobacteria and cyanobacterial toxins in the alkaline crater lakes Sonachi and Simbi, Kenya. Harmful Algae 4, 139-150.

Ballot, A., Krienitz, L., Kotut, K., Wiegand, C., Metcalf, J. S., Codd, G. A. & Pflugmacher, S., 2004. Cyanobacteria and cyanobacterial toxins in three alkaline Rift Valley lakes of Kenya Lake Bogoria, Nakuru and Elmeteita. J. Plankton Res., 26, 925-935.

Ballot, A., Pflugmacher, S., Wiegand, C., Kotut, K. & Krienitz, L., 2003. Cyanobacterial toxins in lake Baringo, Kenya. Limnologica 33, 2-9.

Ballot, A., Sandvik, M., Rundberget, T., Botha, C. J. & Miles, C. O., 2014. Diversity of cyanobacteria and cyanotoxins in hartebeespoort dam, South Africa. Mar. Freshwater Res. 65, 175–189.

Balvay, G., 1985. Structure et fonctionnement du réseau trophique dans les retenues artificielles. Gestion piscicole des lacs et retenues artificielles. INRA, Paris. pp. 39-66.

Banker, R., Carmeli, S., Hadas, O., Teltsch, B., Porat, R. & Sukenik, A., 1997. Identification of cylindrospermopsin in Aphanizomenon ovalisporum (Cyanophyceae) isolated from Lake Kinneret, Israel. J. Phycol. 33, 613-616.

Banker, R., Teltsch, B., Sukenik, A. & Carmeli, S., 2000. 7-Epicylindrospermopsin, a toxic minor metabolite of the cyanobacterium Aphanizomenon ovalisporum from lake Kinneret, Israel. J. Nat. Prod. 63, 387-389.

Barbica, P., Bl´Aha, L. & Marsalek, B., 2006. Exploring the natural role of microcystins-a review of effects on photoautotrophic organisms. J. Phycol. 42, 9–20.

Barker, G. L. A., Handley, B.A., Vacharapiyasophon, P., Stevens, J. R. & Hayes, P. K., 2000. Allelespecific PCR shows that genetic exchange occurs among genetically diverse Nodularia (Cyanobacteria) filaments in the Baltic Sea. Microbiol. SGM 146, 2865- 2875

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.

Baurain, D., Renquin, L., Grubisic, S., Scheldeman, P., Belay, A. & Wilmotte, A., 2002. Remarkable conservation of internally transcribed spacer sequences of Arthrospira ("Spirulina") (Cyanophyceae, Cyanobacteria) strains from four continents and of recent and 30-year-old dried samples from Africa. J. Phycol. 38(2), 384-393

Beattie, K. A., Kaya, K., Sano, T. & Codd, G. A., 1998. Three dehydrobutyrine (Dhb)-containing microcystins from the cyanobacterium Nostoc sp. Phytochemestry 47, 1289- 1292.

Bel Haj Zekri, S., 2003. Conditions du milieu et recherche des cyanoprocaryotes et leur potentiel toxique dans les retenues des barrages Joumine et Sejnène. Mémoire de Diplôme D'études Approfondies. INAT. 126 p.

Benayache, N. Y., Nguyen-Quang, T., Hushchyna, K., McLellan, K., Afri-Mehennaoui, F. Z. & Bouaicha, N., 2019. An overview of cyanobacteria harmful algal bloom (CyanoHAB) issues in freshwater ecosystems. IntechOpen.

Ben Rejeb Jenhani, A., 1989. Le lac Ichkeul : Conditions du milieu, peuplements et biomasses phytoplanctoniques. Thèse, Université de Tunis. 209 p.

Bensafia, N., 2005. Les peuplements de cyanobactéries de deux plans d'eau douce (Lac Oubeïra, Lac Tonga) : inventaire et dynamique spatiotemporelle. Mémoire de Magister en Sciences de la Mer. Université Badji Mokhtar. Annaba. Algérie. 136p.

Berger, C., Couté, A., Ba, N. G. & Gugger, M., 2005. Cyanobacterial taxa of the Senegal River system (northern Senegal, West Africa).Algol. Stud. 117, 1-30.

Bergman, B., Gallon, J. R., Rai, A. N. & Stal, L. J. 1997. N_2 fixation by non-heterocystous cyanobacteria.FEMS Microbiol.Rev. 19, 139-185

Bergman, B., Zheng, W. W., Klint, J. & Ran, L., 2008. On the origin of plants and relations to contemporary cyanobacterial-plant symbioses.Plant Biotechnol. 25(3), 213-220

Bergounhou, C., Deniel, M.-H., Micheau, J.-C., Lavabre, D., Levy, G. & Biasini, G., 1996. Protonation de la 1,10-phénanthroline. Bulletin de l'Union des Physiciens, 787, 90, 7 p.

Bernard, C., 2014. Micro-organismes pathogènes de l'eau : les cyanobactéries et leurs toxines. Dossier scientifique. Revue Francophone des Laboratoires N°460. Elsevier Masson SAS. 16 p.

Bernazeau, F., Baudin, I., Pieronne, P., Bruchet, A. & Anselme, C., 1995. Traitement des problèmes de toxines générées par les algues. TSM Techniques Sciences méthodes, génie urbain génie rural, 10, 747-748.

Best, J. H., Eddy, F. B. & Codd, G. A., 2001. Effects of purified Microcystin-LR and cell extracts of Microcystis strains PCC 7813 and CAY 43 on cardiac function in brown trout alevins. Fish Physiology and Biochemistry, 24, 171-178.

Bianchi, T. S., Engelhaupt, E., Westman, P., Andren, T., Rolff, C. & Elmgren, R., 2000. Cyanobacterial blooms in the Baltic Sea: Natural or human–induced? Limnol Oceanogr 45(3), 716–726.

Bittencourt-Oliveira, M. D., De Oliveira, M. C. & Bolch, C. J. S. 2001. Genetic variability of Brazilian strains of the Microcystis aeruginosa complex (Cyanobacteria/Cyanophyceae) using the phycocyanin intergenic spacer and flanking regions (cpcBA).J. Phycol. 37, 810-818

Boelee, E., Cecchi, P. & Koné, A., 2009. Health Impacts of Small Reservoirs in Burkina Faso. International Water Management Institute, Colombo, Sri Lanka (IWMI Working Paper 136).

Bogard, J. M., Vogt, J. R., Hayes, M. N. & Leavitt, R. P., 2020. Unabated Nitrogen Pollution Favors Growth of Toxic Cyanobacteria over Chlorophytes in Most Hypereutrophic Lakes. Environ. Sci. Technol. 54, 3219-3227.

Bonnelye, V., Baudin, I., Bernazeau, F., Gislette, P. & Mouchet, P., 1995. Elimination des algues planctoniques : efficacité des filières de traitement. TSM Techniques Sciences méthodes, génie urbain génie rural 10, 721-727.

Bouaïcha, N., 2002. La ruée vers l'eau en Algérie, Maroc et Tunisie. Université Paris -Sud, UFR de Pharmacie / Laboratoire Santé Publique-Environnement. 1-2.

Bouaïcha, N., 2006. Rôles des hépatotoxines de cyanobactéries dans le développement de certains cancers. In : Goudey-Perrière, F., Benoit, E., Goyffon, M., Marchot, P. (eds.) Toxines et cancer, Lavoisier, Paris. pp. 227-236.

Bouaïcha, N., Maatouk, I., Vincent, G. & Levi, Y., 2002. A colorimetric and Fluorometric microplate assay for the detection of microcystin-LR in drinking water without preconcentration. Food and Chemical Toxicology 40, 1677–1683.

Bouaïcha, N., Miles, C. O., Beach, D. G., Labidi, Z., Djabri, A., Benayache, N. Y. & Nguyen-Quang, T., 2019. Structural diversity, characterization and toxicology of microcystins. Toxins 11, 714.

Bouaïcha, N., Miles, C. O., Beach, D. G., Labidi, Z., Djabri, A., Benayache, N. Y. & Nguyen-Quang T., 2019. Structural diversity, characterization and toxicology of microcystins. Toxins 11, 714.

Bouaïcha, N. & Nasri, A. B., 2004. First report of cyanobacterium Cylindrospermopsis raciborskii from Algerian freshwaters. Environ. Toxicol. 9 (5), 541–543.

Bouchier, A., 2005. L'analyse des données multi-variées à l'aide du logiciel R : L'analyse en composantes principales (A.C.P.). Formation Permanente INRA. Montpellier. 23p.

Bouhadadda, R., Nélieu, S., Nasri, H., Delarue, G. & Bouaicha, N., 2016. High diversity of microcystins in a Microcystis bloom froom an Algerian lakes. Environ. Pollut., 216, 836-844.

Bourke, A. T. C., Hawes, R. B., Neilson, A. & Stallman, N. D., 1983. An outbreak of hepatoenteritis (the Palm Island Mystery Disease) possibly caused by algal intoxication. Toxicon 3, Supplement, 45-48.

Bourrelly, P., 1972. Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. Tome I : Les algues vertes. Editions N. Boubée & Cie. 475 p.

Bourrelly, P., 1981. Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. Tome II : Les algues jaunes et brunes. Chrysophycées, Phéophycées, Xanthophycées et Diatomées. Société Nouvelle des Editions Boubée. 514 p.

Bourrelly, P., 1985. Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. Tome III : Les algues bleues et rouges. Eugléniens, Péridiniens et cryptomonadines. Sociéte. Nouvelle des Editions Boubée. 607pp.

Bougis, P., 1974. Ecologie du plancton marin. Tome I : le phytoplancton. pp. 61.

Brehm, U., Krumbein, W. E. & Paliniska, K. A., 2003. Microbial spheres: a novel cyanobacterial-diatom symbiosis. Naturwissenschaften 90, 136-140

Briand, J. F., Robillot, C., Quiblier-Llobéras, C., Humbertd, J. F., Couté, A., Bernard, C., 2002. Environmental context of Cylindrospermopsis raciborskii (Cyanobacteria) blooms in a shallow pond in France. Water Research 36: 3183-3192.

Briand, J. F., Jacquet, S., Bernard, C. & Humbert, J. F., 2003. Health hazards for terrestrial vertebrates from toxic cyanobacteria in surface water ecosystems. Vet. Res. 34, 361-377.

Brient, L., Vezie, C. & Bertru, G., 2001b. Evaluation des efflorescences à cyanobactéries dans des eaux de cours d'eau et plans d'eau breton. Université de Rennes 1. pp 80.

Brient, L., Legeas, M., Leitao, M. & Peigner, P., 2004. Etude interrégionale grand ouest sur les cyanobactéries en eau douce. Université de Rennes 1. pp.82.

Brittain, S., Mohamed, Z. A., Wang, J., Lehmann, V. K. B., Carmichaël, W. W. & Rinehart, K. L., 2000. Isolation and characterisation of microcystin from a River Nile strain of Oscillatoria tenuis Agardh ex Gomont. Toxicon 38, 1768-1771.

Brittain, S. M., Wang, J., Babcock-Jackson, L., Carmichael, W. W., Rinehart, K. L. & Culver, D. A., 2000. Isolation and characterization of microcystins, cyclic heptapeptide hepatotoxins from a Lake Erie strain of Microcystis aeruginosa. J. Gt. Lakes Res. 26, 241-249

Brookes, J. D. & Ganf, G. G., 2001. Variations in the buoyancy response of Microcystis aeruginosa to nitrogen, phosphorus and light. Journal of Plankton Research 23, 1399–1411.

Bruno, M., Barbini, D. A., Pierdominici, E., Serse, A. P. & Ioppolo, A., 1994. Anatoxin a and previously unknown toxin in Anabaena planctonica from blooms found in Lake Mulargia (Italy). Toxicon 32, 369-373.

Burford, M. A. & Pearson, D. C., 1998. Effect of different nitrogen sources on phytoplankton composition in aquaculture ponds. Aquat Microb Ecol. 15, 277-284.

Bury, N. R., Mcgreer, J. C., Eddy, F. B. & Codd G. A., 1997. Liver damage in brown trout, Salmo trutta L., and rainbow trout Oncorbynchus mykiss (Walbaum), following administration of the cyanobacterialhepatotoxin microcystin-LR via the dorsal aorta. J. Fish. Dis., 20, 209-215.

Canfield, D. E., Linda, S. D. & Hodgson, L. M., 1985. Chlorophyll-biomass-nutrient assemblages of Florida phytoplankton. Water Ressources Bull. 21 (3), 381-391.

Capblancq, J., 1982. Phytoplancton et production primaire. In « écologie du plancton des eaux continentales ». Pourriot, R. Coll. Ecologie 16. Ed. Masson, Paris.

Carbis, C. R., Mitchell, G. F., Anderson, J. W. & Mccauley, I., 1996. The effects of microcystins on the serum biochemistry of carp, Cyprinus carpio L., when the toxins are administered by gavage, immersion and intraperitoneal routes. J. Fish Dis. 19, 151-159.

Cardellina, J. H., Marner, F. J. & Moore, R. E., 1979. Seaweed dermatitis, structure of lyngbyatoxin A. Science 204, 193-195.

Carey, C. C., Ibelings, B. W., Hoffmann, E. P., Hamilton, D. P. & Brookes, J. D., 2012. Ecophysiological adaptations that favour freshwater cyanobacteria in a changing climate. Water research 46, 1407–1394.

Carlson, R. E., 1977. A trophic state index for lakes1. Limnol. Oceanogr. 22, 361-369.

Carlson, R. E. & Simpson, J., 1996. A Coordinator's Guide to Volunteer Lake Monitoring Methods. North American Lake Management Society, 96 p.

Carmichael, W. W., Mahmoud, N. A. & Hyde, E. G., 1990. Natural toxins from cyanobacteria (Blue green algae) in marin toxins: origin, structure and molecular pharmacology, society, Washington. pp. 87-106.

Carmichael, W. W. & Falconer, I., 1993. Diseases related to freshwater blue-green algal toxins and control measures. *In*: Algal toxins in seafood and drinking water, Falconer, I. (Ed), Academic press, 224 p.

Carmichael, W. W. & Gorham, P. R., 1981. The mosaic nature of toxic blooms of cyanobacteria. In: Carmichael, W. W. (ed.). The Water Environment: Algal Toxins and Health. Plenum Press: New York. pp. 161-172.

Carmichael, W. W., 1992. Cyanobacteria secondary metabolites- the cyanotoxins. Journal of Applied Microbiology 72, 445–459.

Carmichael, W. W., 1994. The toxins of cyanobacteria. Sci Am 270, 78-86.

Carmichael, W. W., Azevedo, S. M., An, J. S., Molica, R. J., Jochimsen, E. M., Lau, S., Rinehart, K. L., Shaw, G. R. & Eaglesham, G. K., 2001. Human fatalities from cyanobacteria: chemical and biological evidence for cyanotoxins. Environ Health Perspect 109, 663-668.

Carmichael, W. W., Beasley, V. R., Bunner, D. L., Eloff, J. N., Falconer, I., Gorham, P., Harada, K. I., Krishnamurthy, T., Yu, M. J., Moore, R. E., Rinehart, K. L., Runnegar, M. T., Skulberg, O. M. & Watanabe, M., 1988. Naming of cyclic heptapeptid toxins of yanobacteria (blue-green algea). Toxicon 26, 971-973.

Carmichael, W. W., Biggs, D. F. & Peterson, M. A., 1979. Pharmacology of anatoxin-a, produced by the freshwater cyanophyte Anabaena flos-aquae NRC-44-1. Toxicon 17(3), 229-236.

Carmichael, W. W., Evans, W. R., Yin, Q. Q., Bell, P. & Mocauklowski, E., 1997. Evidence for paralytic shellfish poisons in the freshwater cyanobacterium Lynghya wallei (Farlow ex Gomont) comb. nov. Appl Environ Microbiol 63, 3104-3110.

Carr, N. G. & Whitton, B. A., 1982. The Biology of Cyanobacteria. N.G. Carr and B.A. Whitton [eds.]. University of California Press; New edition edition (1 July 1992).

Carrabin, D., 2011. Détection et identification moléculaires de populations cyanobactériennes productrices de microcystines au Québec. Mémoire de Maîtriseen Biophysique et Biologie cellulaires. Université du Québec à Trois-Rivières. 106 p.

CE, 2011. L'eau, une ressource pour la vie : comment la directive-cadre sur l'eau contribue à protéger les ressources de l'Europe. Commission européenne. Luxembourg: Office des publications de l'Union européenne. 25 p.

Cecchi, P., Arfi, R., Berger, C., Couté, A., Gugger, M. & Zongo, F., 2009. Cyanobacteria, cyanotoxins and potential health hazards in small tropical reservoirs. In: Andreini, M., Schuetz, T., Harrington, L. (Eds.), Small Reservoirs Toolkit. IWMI, Sri Lanka, Battaramulla, Sri Lanka, pp. 12.

Champiat, D. & Larpent, J. P., 1988. Biologie des eaux. Méthodes et Techniques. Masson Paris Milan Barcelone Maxico. 347 p.

Chaouki, I., Mouhir, L., Fekhaoui, M., El Abidi, A., Bellaouchou, A. & El Morhit, M., 2015. Application de l'analyse en composantes principales (ACP) pour l'évaluation de la qualité des eaux usées industrielles de Salam Gaz – Skhirat. J. Mater. Environ. Sci. 6 (2), 455-464.

Chauhan, V. S., Marwah, J. B. & Bagghi, S. N., 1992. Effects of an antibiotic from Oscillatoria sp on phytoplankters, higher plants and mice. New phytol. 120, 251-257.

Chen, J., Song, L., Dai, J., Gan, N. & Liu, Z., 2004. Effects of microcystins on the growth and the activity of superoxide dismutase and peroxidase of rape (Brassica napus L.) and rice (Oryza sativa L.). Toxicon 43, 393–400.

Cherifi, O., 1992. Evolution et dynamique du phytoplancton en relation avec certains paramètres biotiques et abiotiques au niveau de la retenue de Lelle Takerkoust (Maroc). Thèse de 3ème cycle, Fac. Sc ; Semlalia, Marrakech, 155 p.

Chevalier, M. R., Brodard, E. & Mevelec, P., 1995. Influence D'un bloom algal sur les performances de l'ultrafiltration. TSM Techniques Sciences méthodes, génie urbain génie rural 10, 728-731.

Chia, A. M., Oniye, S. J., Lado, Z., Pia, A. E., Inekwe, A. U. & Mmerole, J. U., 2009. A survey for the presence of microcystins in aquaculture ponds in Zaria, Northern-Nigeria: possible public health implication. Afr. J. Biotechnol. 8 (22), 6282–6289.

Chorus, I. & Bartram, J., 1999. Toxic cyanobacteria in water: a guide to their public health consequences, monitoring and management.World Health Organization Report. E & FN Spon, London and New York.

Chorus, I. & Mur, L., 1999. Preventative measures. *In:* Chorus I. & Bartram J. London.Spon. E. & F.N.Toxic Cyanobacteria in Water: a guide to their public health consequences, monitoring and management. pp. 235-273.

Christoffersen, K., 1996. Effect of microcystin on growth of single species and on mixed natural populations of heterotrophic nanoflagellates. Natural Toxins 4:215-220

Chu, F. S., Huang, X. & Wei, R. D., 1990. Enzyme-linked immunosorbent assay for microcystins in blue-green algal blooms. J. Assoc. Analyst. Chem. 73 (3), 451-456.

Cloern, J. E., 2001. Review our evolving conceptual model of the coastal eutrophication problem. Mar Ecol Prog Ser. 210, 223–253.

Claustre , H., Hooker, S. B., Heukelem, L.V., Berthon, J. -F., Barlow, R., Ras, J., Sessions, H., Targa, C., Thomas, C. S., Linde, D. V. D. & Marty, J.-C., 2003. An intercomparison of HPLC phytoplankton pigment methods using in situ samples: application to remote sensing database activities. Marine Chemistry 85 41– 61

Codd, G. A. & Bell, S. G., 1985. Eutrophication and toxic cyanobacteria in freshwaters. J. Wat. Pollut. Contr. 84, 225-232.

Codd, G. A. & Poon, G. K., 1988. Cyanobacterial toxins. In: Gallon, J.G., Rogers, L.J., eds. Proc. Phytochem. Soc. Europe, 28, Oxford University Press, Oxford, 283-296.

Codd, G. A., Bell, S. G. & Brooks, W. P., 1989. Cyanobacterial toxins in water. Water Science and Technology 4, 499-511.

Codd, G. A., Lindsay, J., Young, F. M., Morrison, L. F. & Metcalf, J., 2005. Harmful cyanobacteria from mass mortalities to management measures, In: Huisman, J., Matthijis, H.C.P., Visser, P.M., (Eds.), Harmful Cyanobacteria, Springer, Netherlands, pp. 1-23.

Codd, G. A. & Metcalf, J. S., 2014. Toxic and non-toxic cyanobacteria: evolving concepts. Perspectives in Phycology 1(1), 3–5.

Codd, G. A., Edwards, C., Beattle, K. A., Barr, W. M. & Gunn, G. J., 1992. Fatal attraction to cyanobacteria? Nature 359, 110-111.

Cook, M. C., Vardaka, E. & Lanaras, T., 2004. Toxic Cyanobacteria in Greek Freshwaters 1987-2000: Occurrence, Toxicity, and Impacts in the Mediterranean Region. Acta Hydrochim. Hydrobiol. 32, 107-124.

Cole, G. I. & Wyne, M. J., 1974. Endocystis of Microcystis aeruginosa by Ochromonas danica.J. Phycol. 10, 378-410.

Compere, P., 1974. Algues de la région du lac Tchad. 2. Cyanophycées. Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Hydrobiol. 8, 165 - 198.

Corbel, S., Mougin, C. & Bouaïcha, N., 2014. Cyanobacterial toxins: modes of actions, fate in aquatic and soil ecosystems, phytotoxicity and bioaccumulation in agricultural crops – a review. Chemosphere, 96, 1-15.

Corre, W. J. & Breimer, T., 1979. Nitrate and nitrite in végétables. Centre for Agricultural Publishing Documentation (Literature Survey No. 39), Wageningen.

Costanza, R., D'arge, R., Rudolf, G., Stephen, F. K., Monica, G., Bruce, H., Karin, L., Shahid, N., O'neill, R. V., Jose, P., Robert, G. R., Paul, S. K. K. & Marjan Van Den, B., 1997. The value of the world's ecosystem services and natural capital in Nature's Services Vol 387.

Coute, A. & Bernard, C., 2001. Les cyanobactéries toxiques. In: Toxines d'algues dans l'alimentation, Frémy, J. M. & Lassus, P. (Ed), Ifremer, Brest, 21-37.

Coute, A. & Chauveau, O., 1994. Algae. Encyclopedia Biospeologica. I éd. Société deBiopédologic. ISSN 0398 7973, 3éme trimester: 371-380.

Cox, B. A. Banack, S. A. & Murch, J. S., 2003. Biomagnification of cyanobacterial neurotoxins and neurodegenerative disease among the Chamorro people of Guam. Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A. 100: 13380–13383.

Cox, P. A., Banack, S. A., Murch, S. J., Rasmussen, U., Tien, G., Bidigare, R. R., Metcalf, J. S., Morrison, L. F., Codd, G. A. & Bergman, B., 2005. Diverse taxa of cyanobacteria produce beta Nmethylamino- L-alanine, a neurotoxic amino acid. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 102, 5074–5078.

Cummings, M., 2002. Evaluation of microcystin enzyme - based analytic techniques and microcystin occurrence in the metrophoenix, arizona water supply system. Degree Master of science, Arizona State University. pp. 8-91

Dawson, R. M., 1998. The toxicology of microcystins. Toxicon 36, 953-962.

Dauta, A., 1982. Croissance et dynamique des populations algales. In : Limnologie générale. R. Pourriot et M. Meybeck. Paris, Masson ; Coll. Ecol. (25), 328- 350.

Dadheech, P. K., Cassamata, D. A., Casper, P. & Krienitz, L., 2013. Phormidium etoshii sp. nov. (Oscillatoriales, Cyanobacteria) described from the Etosha Pan, Namibia, based on morphological, molecular and ecological features. Fottea 13 (2), 235–244.

De-Haro, L., 2008. Risques sanitaires lors de proliférations de cyanobactéries. Rapport définitif CCTV, Saisine du 1er Juin 2007. 20p.

De Silva, E. D., Williams, D. E., Andersen, R. J., Klix, H., Holmes, C. F. B. & Allen, T. M., 1992. Motuporin, A Potent Protein Phosphatase Inhibitor Isolated from the Papua New Guinea Sponge Theonella swinhoei Gray. Tetrahedron Letters 33, 1561-1564.

Delafontaine, J., 2015. L'analyse en composantes principales (avec R). (www.bioinfo-fr.net/analyse-en-composantes-principales-avec-r, consulté le 05/08/2018 à 10h : 00 min).

Delvin, J. P., Edwards, O. E., Gorham, P. R., Hunter, M. R., Pike, R. K. & Stavric, B., 1977. Anatoxin-a, a toxic alkaloid from *Anabaena flos-aquae* NCR- 44h. Cana. J. of Chem. 55, 1367-1371.

Demott, W. & Dhawale, S., 1995. Inhibition of in vitro protein phosphatase activity in three zooplankton species by microcystin-LR, a toxin from cyanobacteria.Arch. Hydrobiol., 134, 417-424.

Demott, W., Zhang, Q. X. & Carmichael, W. W., 1991. Effects of toxic cyanobacteria and purified toxins on the survival and feeding of a copepods and three speciesof Daphnia.Limnol.Oceanogr. 36, 1346-1357.

Des Marais, D. J., 2000. Evolution - When did photosynthesis emerge on earth? Science 289, 1703-1705

Descy, J. P., Hardy, M. A., Sténuite, S., Pirlot, S., Leporcq, B., Kimirei, I., Sekadende, B., Mwaitega, S. R. & Sinyenza, D., 2005. Phytoplankton pigments and community composition in Lake Tanganyika. Freshwat. Biol. 50, 668-684.

Devaux, J., Lair, N. & Amblard, C., 1982. Un écosystème lacustre profond : le lac Pavin. In : Problèmes d'écologie « Structure et fonctionnement des écosystèmes limniques », Lamotte & Bourliere, F. Ed. Masson Paris : 1-49.

Dhaouadi, S., 2003. Etude écobiologique d'Atyaephyra desmaresti (Millet, 1831) (Crustacean Decapoda, Natantia, Atydiae) de trois retenues de barrages de Tunisie ; Sidi Salem, Lebna et Sidi Saad. Thèse de Doctorat dans la spécialité Biologie. Université de Tunis El Manar. 366 p

Dismukes, G. C., Klimov, V. V., Baranov, S. V., Kozlov, Y. N., Dasgupta, J. & Tyryshkin, A., 2001. The origin of atmospheric oxygen on Earth: The innovation of oxygenic photosynthesis. Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A. 98, 2170-2175.

Dittmann, E., Gugger, M., Sivonen, K. & Fewer, D. P., 2015. Natural product biosynthetic diversity and comparative genomics of the cyanobacteria. Trends Microbiol. 23, 642- 652.

Dokulil, M. T., & Teubner, K., 2012. Deep living Planktothrix rubescens modulated by environmental constraints and climate forcing. Hydrobiologia 698, 29-46.

Downing, J. A. & McCauley, E., 1992. The nitrogen-phosphorus relationship in lakes. Limnol. Oceanogr. 37, 936-945.

Downing, J. A., Watson, S. B. & Mccauley, E., 2001. Predicting cyanobacteria dominance in lakes. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 58, 1905-1908.

Durand, C., 1997. L'analyse de régression multiple. Notes de cours. Département de sociologie. Université de Montréal. 24 p.

Dussart, B., 1992. Limnologie. L'étude des eaux continentales. 2ème édition. Collection « faunes et flores actuelles ». 680 p.

Ebrahimpour, S., Mohammadzade, H., Naderi, A. & Azarpeykan, A., 2012. Evaluation of lakes eutrophication using GIS (case study: Zaribar marshy lake). Proceedings of 16th Congress of Iran Geology Association, (IGA' 12), Shiraz University, Shiraz, Iran.

Eardly, B. D., Materon, L. A., Smith, N. H., Johnson, D. A., Rumbaugh, M. D. & Selander, R. K., 1990. Genetic structure of natural populations of the nitrogen fixing bacterium Rhizobium meliloti.Appl. Environ. Microbiol. 56, 187-194

Edwards, C., Beattie, K. A., Scrigeour, C. M. & Codd, G. A., 1992. Identification of anatoxina in benthic cyanobacteria (blue-green algea) and in associated dog poisonings at Loch Insh, Scotland.Toxicon 30, 1165-1175.

Ekholm P., 2008. N:P Ratios in Estimating Nutrient Limitation in Aquatic Systems. Finnish Environment Institute: Helsingfors, Finland, 11–14.

El Ghachtoul, Y., Alaoui Mhamidi, M. & Gabi, H., 2005. Eutrophisation des eaux des retenues des barrages Smir et Sehla (maroc) : causes, conséquences et consignes de gestion. Revue des sciences de l'eau 18, 75–89.

El Herry S., 2008. Biodiversité en cyanobactéries toxiques dans la retenue du barrage Lebna (Tunisie). Caractérisations morphologique et moléculaire et évaluation du potentiel toxique des différentes morphoespèces, du genre Microcysti sspp., isolées des divers plans d'eau en Algérie et en Tunisie. Thèse de Doctorat (en cotutelle) es Sciences Halieutiques/ Microbiologie / Parasitologie. U7NG-INAT/ UPS. 244p.

El Herry, S., Fathallib, A., Jenhani-Ben, R, A. & Bouaichaa, N., 2008b. Seasonal occurrence and toxicity of Microcystis spp. and Oscillatoria tenuis in the Lebna Dam, Tunisia. Scientific Article. Water research 42, 1263–1273.

El Herry, S., Nasri, H. & Bouaïcha, N., 2009. Morphological characteristics and phylogenetic analyses of unusual morphospecies of Microcystis novacekii forming bloom in the Cheffia Dam (Algeria). J. Limnol. 68 (2), 242–250.

El Herry, S., Nasri, H. & Bouaïcha, N., 2008a. Morphological and phylogenetic analysis of colonies of Microcystis morphospecies isolated from the Lebna Dam, Tunisia. Afr. J. Microbiol. 2 (12), 340–348.

El Herry-Allani, S. & Bouaïcha, N., 2013. Cyanobacterial blooms in dams: environmental factors, toxins, public health, and remedial measures. In: Dams: Structure, Performance and Safety Management (Ed. Slaheddine Khlifi), Nova Science Publishers, Inc. New York, pp. 227-264.

Elliott, J. A., Thackeray, S. J., Huntingford, C. & Jones, R. G., 2005. Combining a regional climate model with a phytoplankton community model to predict future changes in phytoplankton in lakes. Freshwater Biol. 50, 1404-1411.

El-Otity, A. M., Shaik, H. M. & Szake, E., 2003. Analyses of physicochemical characteristics and phytoplankton communities of Lake Nasser during the last two decades. Acta Bot. Hung. 45, 1–2.

Engström-Öst, J., 2002. Effects of cyanobacteria on plankton and planktivores. – W. & A. de Nottbeck Foundation Sci. Rep. 24, 1-25.

Eriksson, J. E., Gronberg, L., Nygard, S., Slotte, J. P. & Meriluoto, J. A. O., 1990a. Hepatocellular uptake of 3H-dihydromicrocystin-LR, a cyclic peptide toxin. Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Biomembranes 1025, 60-66.

Erwin, P. M. & Thacker, R. W., 2008. Cryptic diversity of the symbiotic cyanobacterium Synechococcus spongiarum among sponge hosts. Mol. Ecol. 17, 2937-2947.

Ettoumi, A., El Khalloufi, F., El Ghazali, I., Oudra, B., Amrani, A., Nasri, H. & Bouaïcha, N., 2011. Bioaccumulation of cyanobacterial toxins in aquatic organisms and its consequences for public health. In: Zooplankton and Phytoplankton: Types, Characteristics and Ecology (ed. G. Kattel), pp. 1-34. Nova Science Publishers Inc., New York.

Evans, J. C., 1996. Straightforward statistics for the behavioral sciences. Thomson Brooks, Cole Publishing Co.

Falconer, I. R. & Humpage, A. R., 2001. Preliminary evidence for in vivo tumor initiation by oral administration of extracts of the blue-green alga Cylindrospermopsis raciborskii containing the toxin cylindrospermopsin, Environ. Toxicol. 16, 192-195.

Falconer, I. R. & Humpage, A. R., 2006. Cyanobacterial (Blue-Green Algal) Toxins in Water Supplies: Cylindrospermopsins. Environmental Toxicology 21, 299–304.

Falconer, I. R., 1991. Tumour promotion and liver injury caused by oral consumption of cyanobacteria. Enviro Toxicol Water Qual. 6, 177-180.

Falconer, I. R., 1995. Human health effects of toxic cyanobacteria. In abstracts of the symposium Eutrophication, causes, consequences and remediation, Porto, 21-23 May 1995, 8-10.

Falconer, I. R., 1996. Potential impact on human health of toxic cyanobacteria. Phycologia, 35, 6-11.

Falconer, I. R., 1999. An overview of problems caused by toxic blue-green algae (cyanobacteria) in drinking and recreational water. Environmental Toxicology 14, 5-12.

Falconer, I. R., Cereford, T. & Runnegar, M. T. C. 1983. Evidence of liver damage by toxin from a bloom of the blue-gren alga.Microcystis aeruginosa.Med J aust 1, 511-514.

Falconer, I.R. & Humpage, A., 1996. Tumour promotion by cyanobacterial toxins. Phycologia 35, 74-79.

Fawell, J. K., Hart, J., James, H. A. & Parr, W., 1993. Blue-green algae and their toxinsanalysis, toxicity, treatment and environmental control. Water Supply 11(3/4), 109-121.

Feizabadi, M. M., Robertson, I. D., Cousins, D. V., Dawson, D. J. & Hampson, D. J., 1997. Use of multilocus enzyme electrophoresis to examine genetic relationships

amongst isolates of Mycobacterium intracellulare and related species. Microbiology-(UK) 143, 1461-1469

Fernandez, C., Parodi, R. E. & Cáceres, J. E., 2012. Phytoplankton structure and diversity in the eutrophic- hypereutrophic reservoir Paso de las Piedra, Argentina. Limnol. 13, 13-25.

Ferrão-Filho, A., Da, S. & Kozlowsky-Suzuki, B., 2011. Cyanotoxins: bioaccumulation and effects on aquatic animals. Marine drugs 9, 2729–72.

Ferrào-Filho, A. S., Domingos, P. & Azevedo, S. M. F. O., 2002. Influences of a Microcystis aeruginosa Kützing bloom on zooplankton populations in Jacarepagua Lagoon (Rio de Janeiro, Brazil). Limnologica 32(4), 295-308.

Finkel, Z. V., 2001. Light absorption and size scaling of light–limited metabolism in marine diatoms. Limnol Oceanogr. 46 : 86-94.

Fontal, O. I., Vieytes, M. R., Baptista De Sousa, J. M. V., Louzao, M. C. & Botana, L. M., 1999. A fluorescent microplate assay for microcystin-LR. Analytical Biochemistry 269, 289-296.

Fqih Berrada, D., 2001. Etude compare de la qualité des eaux de deux retenues de barrages marocaines : El Kansera et Smir. Physico-chimie, analyse planctonique, et bactériologique. Thèse de Doctorat National, Fac. Sc. Aïn Chock, Casablanca. 215 p.

Francis, G., 1878. Poisonous Australian lake. Nature 18, 11-12.

Franko, D., 2009. Etude de la toxicité d'une cyanotoxine, la Microcystine-LR sur l'embryon de Médaka (Oryziaslatipes) en balnéation, vers une application aux efflorescences à cyanobactéries. Thèse de doctorat, spécialité : Ecotoxicologie. Museum National d'Histoire Naturelle. Ecole Doctorale Sciences de la Nature et de l'Homme. 171 p.

Fremy, P., 1930. Les Myxophycées de l'Afrique-Equatoriale française. Archs. Bot., Caen 3, 508 p.

Fujiki, H. & Suganuma, M., 1999. Unique features of the okadaic acid activity class of tumor promoters, J. Cancer Res. Clin. Oncol. 125, 150-155.

Fujiki, H., Suganuma, M., Hakii, H., Bartolini, G., Moore, R. E., Takayama, S. & Sugimura, T., 1984. A two-stage mouse skin carcinogenesis study of lyngbyatoxin A. J. Cancer Res. Clin.Oncol. 108, 174-176.

Fujiki, H., Suganuma, M., Nishiwaki, S., Yoshizawa, S., Suguri-Furuya, H., Matsushima, R., Sakai, S. I., Moore, R. E., Watanabe, M. F., Harada, K. I., Carmichael, W. W. & Sugimura, T., 1990. Tumor promotion by marine and freshwater toxins. In: Fifth International Symposium of the Res. Center Pathogenic Fungi and Microbial Toxicosis. "Human and Animal Disorders caused by Algal Toxins and Aquatic Fungi". May 11, 1990; Chiba Univ., Tokyo.

Fulton, R. S. & Paerl, H. W., 1987. Toxic and inhibitory effects of the blue-green algae Micriocystis aeruginosa on herbivorous zooplankton. J. Plankton Res. 9, 837-855.

Funari, E. & Testai, E., 2008. Human health risk assessment related to cyanotoxins exposure. Critical Reviews in Toxicology, 38, 97-125.

Furukawa, K., Noda, N., Tsuneda, S., Saito, T., Itayama, T. & Inamori, Y., 2006. Highly sensitive real-time PCR assay for quantification of toxic cyanobacteria based on microcystin synthetase a gene. J. Biosci. Bioeng. 102, 90- 96.

Gajdek, P., Lechowski, Z., Bochnia, T. & Kepczynski, M., 2001. Decomposition of microcystin-LR by Fenton oxidation. Toxicon 39, 1575-1578.

Gaillard, J. F., 1993. Limnolgie chimique : principes et processus. In : Limnologie générale. Ed. Masson. pp. 115-156.

Galey, F. G., Beasley, V. R. & Carmichael, W. W., 1987. Blue green algae (M. aeruginosa): hepatotoxicosis in dairy cows. Am. J. Vet. Res. 9, 1415-1419.

Galey, D., Toumane, A., Durkin, T. & Jaffard, R., 1989. In vivo modulation of septo-hippocampal cholinergic activity in mice: Relationships with spatial reference and working memory performance. Behav Brain Res. 32, 163–172.

Garcia-Pichel, F., Prufert-Bebout, L. & Muyzer, G. 1996. Phenotypic and phylogenetic analyses show Microcoleus chthonoplastes to be a cosmopolitan cyanobacterium. Appl. Environ. Microbiol. 62, 3284-3291.

Gaujous, D., 1995. La pollution des milieux aquatiques. Aide mémoire 2e édition TEC DOC Paris. pp. 40-45.

Gayral, P., 1975. Les algues : Morphologies, Cytologie, Reproduction, Ecologie-ed : DOIN, Paris, p.12, 49, 52.

Geitler, L., 1932. Cyanophyceae. Akademische Verlagsgesellshaft, Leipszig, 1196 p.

Gellati, F. Z., Touati, H., Tambosco, K., Quiblier, C. & Bensouilah, M., 2017. Unusual cohabitation and competition between Planktothrix rubescens and Microcystis sp. (Cyanobacteria) in a subtropical reservoir (Hammam Debagh) located in Algeria. PLoS ONE, 12, e0183540.

Ghashghaie, M., Maralan M. R. S., Ostad-Ali-Askari, K., Eslamian, S. & Singh, V. P., 2018. Determining the Eutrophication State of Ecbatan Reservoir using Carlson Index. American Journal of Engineering and Applied Sciences 11 (2), 491-500.

Ghedadbia, M., 2012. La Contribution à l'identification générique des Cyanobactéries potentiellement toxiques et l'étude de leurs paramètres de croissance : Cas du Lac Tonga. Mémoire de Magister en Science de la Nature. Université Badji Mokhtar. Annaba. Algérie. 145 p.

Gilroy, D. J., Kauffman, K. W., Hall, R. A., Huang, X. & Chu, F. S., 2000. Assessing potential health risks from microcystin toxins in blue-green algae dietary supplements. Environ Health Perspect 108, 435-439.

Gleick, P. H., 1993. Water resources: A long-range global evaluation. Ecology Law Quarterly. 20 (1), 141-149.

Gobler, C. J., Burkholder, J. M., Davis, T. W., Harke, M. J., Johengen, T., Stow, C. A. & Van Der Wall, D. B., 2016. The dual role of nitrogen supply in controlling the growth and toxicity of cyanobacterial blooms. Harmful Algae 54, 87-97.

Goericke, R. & Welschmeyer, N. A., 1993. The marine prochlorophyte Prochlorococcus contributes significantly to phytoplankton biomass and primary production in the Sargasso Sea. Deep-Sea Res. Part I-Oceanogr. Res. Pap. 40, 2283-2294

Gomaa, M. N., Amin, A. S., Gaballah, D. A. & Higazy, A. Z., 2014. Oscillatoria winter bloom in the Nile River. Phykos 44 (2), 65–71.

Gonay, E. & Lafforgue, M., 1997. Une solution pour lutter contre l'eutrophisation des lacs et des retenues : l'aération par déstratification. TSM. 92(9), 33-45.

Gondwe, M. J., Guildford, S. J. & Hecky, R. E., 2008. Planktonic nitrogen fixation in lake Malawi/Nyasa. Hydrobiologia 596, 251–267.

Gorham, P. R., 1964. Toxic algae as a public health hazard. J. Am. Water Works Assoc. 56(11), 1481-1488.

Gorniak, A. & Jekaterynczuk-Rudczyk, E., 1995. Limnology of the Siemianowka dam reservoir (eastern Poland), 2- Seasonnal and horizontal differentiation of water chemistry. Acta. Hydrobiol. 37 (1), 11-20.

Graneli, E., Carlsson, P., Turner, J. T., Tester, P., Bechemin, C., Dawson, R. & Funari, E., 1999. Effects of N: P: Si ratios and zooplankton grazing on phytoplankton communities in the northern Adriatic Sea.I. Nutrients, phytoplankton communities in the northern Adriatic Sea .I. Nutrients, phytoplankton biomassand polysaccharide production .Aquat Microb Ecol. 18, 37-54.

Griffith, A. W. & Gobler, C. J., 2019. Harmful algal blooms: a climate change co-stressor in marine and freshwater ecosystems. Harmful Algae 91, 101590.

Grossman, A. R., Bogorad, L., Bryant, D., Cobley, J., Conley, P., Federspiel, N., Glazer, A., Kehoe, D., Lagarias, C., Lemaux, P., Schaefer, M. & Marsac, N. T. D., 2003. A molecular understanding of complementary chromatic adaptation. Photosynthesis Research 76, 207–215.

Gugger, M., Lenoir, S., Berger, C., Ledreux, A., Druart, J.C., Humbert, J. -F., Guette, C. & Bernard, C., 2005. First report in a river in France of the benthic cyanobacterium Phormidium favosum producing anatoxin-a associated with dog neurotoxicosis. Toxicon 45, 919-928.

Gugger, M., Molica, R., Le Berre, B., Dufour, P., Bernard, C. & Humbert, J. F., 2005. Genetic diversity of Cylindrospermopsis strains (Canobacteria) isolated from four continents. Appl. Environ. Microbiol. 71, 1097-1100.

Gulati, R. D., Ejsmont-Karabin, J. & Postema, G., 1993. Feeding in Euchlanis dialata lucksiana Hauer on filamentous cyanobacteria and a prochlorophyte. Hydrobiologia 255, 269-274.

Haande, S., Rohrlack, T., Semyalo, R. P., Brettum, P., Edvardsen, B., Lyche-Solheim, A., Sørensen, K. & Larsson, P., 2011. Phytoplankton dynamics and cyanobacterial dominance in Murchison Bay of Lake Victoria (Uganda) in relation to environmental conditions. Limnologica 41, 20–29.

Haakonsson, S., Rodriguez-Gallego, L., Somma, A. & Bonilla, S., 2017. Temperature and precipitation shape the distribution of harmful cyanobacteria in subtropical lotic and lentic ecosystem. Sci. Total Environ., 609, 1132-1139.

Haande, S., Rohrlack, T., Ballot, A., Roberg, K., Skulberg, R., Beck, M. & Wiedner, C., 2008. Genetic characterisation of Cylindrospermopsis raciborskii (Nostocales, Cyanobacteria) isolates from Africa and Europe. Harmful Algae 7, 692-701

Hagen, M. J. & Hamrick, J. L., 1996a. A hierarchical analysis of population genetic structure in Rhizobium leguminosarum bv trifolii. Mol. Ecol. 5, 177-186.

Hagen, M. J. & Hamrick, J. L., 1996b. Population level processes in Rhizobium leguminosarum bv trifolii: The role of founder effects. Mol. Ecol. 5, 707-714

Hammou, H. A., Latourn D., Samoudin S. & Mouhri, K., 2018. Occurrence of the First Toxic Microcystis Bloom in a Recent Moroccan Reservoir. Water Resour. J., 45, 409-417.

Harada, K.I., Tsuji, K. & Watanabe, M. F., 1996a. Stability of microcystins from cyanobacteria- III.Effect of pH and temperature. Phycologia 35(6), 83-88.

Harding, W. R., Rowe, N., Wessels, J. C., Beattie, K. A. & Codd, G. A., 1995. Death of a dog attributed to the cyanobacterial (blue-green-algal) hepatotoxin nodularin in South Africa. J. S. Afr. Vet. Assoc. 66, 256-259.

Harke, M. J., Berry, D. L., Ammerman, J. W. & Gobler, C. J., 2012. Molecular response of the bloom-forming cyanobacterium, Microcystis aeruginosa, to phosphorus limitation. Microb. Ecol., 63,188-198.

Harke, M. J., Steffen, M. M., Gobler, C. J., Otten, T. G., Wilhelm, S. W., Wood, S. A. & Paerl, H. W., 2016. A review of the global ecology, genomics, and biogeography of the toxic cyanobacterium, Microcystis spp. Harmful Algae, 54, 4-20.

Hasnaoui, B., 1992. Biomasse, Production primaire et Distributions horizontale et verticale du phytoplancton dans le lac-reservoir Hassan 1er (Maroc). Thèse de 3ème Cycle, Fac. Sc. Semlelia, Marrakech, 135 p.

Haslay, C. & Leclerc, H., 1993. Microbiologie des eaux d'alimentation. Ed. Tec& Doc. Paris. pp 90 - 92, 193 - 208, 370.

Havens, K. E., 2008. Cyanobacteria blooms: effects on aquatic ecosystems. Adv. Exp. Med. Biol. 619, 733–747.

Havens, K. E., James, R. T., East, T. L. & Smith, V. H., 2003. N:P ratios, light limitation, and cyanobacterial dominance in a subtropical lake impacted by non-point source nutrient pollution. Environ. Pollut., 122, 379-390.

Hawkins, P. R., Runnegar, M. T. C, Jackson A. R. B. & Falconner, I. R., 1985. Severe hepatotoxicity caused by the tropical cyanobacterium (blue-green alga) Cylindrospermopsis raciborskii (Woloszynska) Seenaya and Subba Raju isolated from a dimestic water supply reservoir. Appl. Environ. Microbiol. 50, 1292-1295.

Hawkins, P. R., Runnegar, M. T. C., Jackson A. R. B. & Falconner, I. R., 1985. Severe hepatotoxicity caused by the tropical cyanobacterium (blue-green alga) Cylindrospermopsis raciborskii (Woloszynska) Seenaya and Subba Raju isolated from a dimestic water supply reservoir. Appl. Environ. Microbiol. 50, 1292-1295.

Hayman, J., 1992. Beyond the Barcoo-probable human tropical cyanobacterial poisonning in outback Australia. Med. J. Aust., 157, 794-796.

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.

Hellström, T., 1996. An empirical study of nitrogen dynamics in lakes. Water Environ. Res. 68, 55-65.

Henriksen, P. & Moestrup, O., 1997. Seasonal variations in microcystin contents of Danish cyanobacteria. Nat. Toxins 5, 99–106.

Henriksen, P., 1996. Microcystin profiles and contents in Danish populations of cyanobacteria/blue-green algae as determined by HPLC. Phycologia 35, 102-110.

Heresztyn, T. & Nicholson, B. C., 1997. Nodularin concentrations in lakes Alexandrina and Albert, South Australia, during a bloom of the cyanobacterium (blue-green alga) Nodularia spumigena and degradation of the toxin. Environ. Toxicol. Water Qual. 12(4), 273-282.

Heresztyn, T. & Nicholson, B. C., 1997. Nodularin concentrations in lakes Alexandrina and Albert, South Australia, during a bloom of the cyanobacterium (blue-green alga) Nodularia spumigena and degradation of the toxin. Environ. Toxicol. Water Qual. 12(4), 273-282.

Hernandez, M., Macia, M., Padilla, C. & Del Campo, F. F., 2000. Modulation of human polymorphonuclear leukocyte adherence by cyanopeptide toxins. Environ. Res. 84, 64-8.

Hill, M. J., 1991. Nitrates and nitrites in food and water. Ellis Horwood, London, 196 pp.

Himberg, K., Keijola, A. M., Hiisvirta, L., Pyysalo, H. & Sivonen, K., 1989. The effect of water treatment processes on the removal of hepatotoxins from Microcystis and Oscillatoria cyanobacteria: a laboratory study. Water research 23, 979-984.

Hitzfeld, B. C., Hoger, S. J. & Dietrich, D. R., 2000. Cyanobacterial toxins: removal during drinking water treatment, and human risk assessment. Environ Health Perspect 108, 113- 122.

Hoffmann, L, Komárek, J. & Kaštovský, J., 2005. System of cyanoprokaryotes (cyanobacteria)- State 2004. Arch. Hydrobiol. 117, 95-115.

Honkanen, R. E., Codispoti, B. A., Tse, K. & Boynton, A. L. 1994. Characterization of natural toxins with inhibitory activity against serine/threonine protein phosphatase. Toxicon 32, 519- 519.

Honkanen, R. E., Dukelow, M., Zwiller, J., Moore, R. E., Khatara, B. S. & Boynton, A. L., 1991. Cyanobacterial nodularin is a potent inhibitor of type 1 and type 2A protein phosphatases. Mol Pharmacol 40, 577-583.

Horne, J. A. & Commins, L. M., 1987. Macronutrient controls on nitrogen fixation in planktonic cyanobacterial populations. N.Z. J. Mar. Freshwat. Res., 21, 413-423.

Horst, G. P., Sarnelle, O., White, J. D., Hamilton, S. K., Kaul, R. B. & Bressie, J. D., 2014. Nitrogen availability increases the toxin quota of a harmful cyanobacterium, Microcystis aeruginosa. Water Res., 54, 188-198.

Hilborn, E. D. & Beasley, V. R., 2015. One Health and Cyanobacteria in Freshwater Systems: Animal Illnesses and Deaths Are Sentinel Events for Human Health Risks. Toxins, 7(4), 1374-1395.

Huang, L., Fang, H., He, G., Jiang, H. & Wang, C., 2016. Effects of internal loading on phosphorus distribution in the Taihu Lake driven by wind waves and lake currents. Environ. Pollut., 219, 760-773.

Huisman, J., Codd, G. A., Paerl, H. W., Ibelings, B. W., Verspagen, J. M. H. & Visser, P. M., 2018. Cyanobacterial blooms. Nat. Rev. Microbiol, 16.

Huisman, J., Jonker, R. R., Zonneveld, C. & Weissing, F. J., 1999. Competition for light between phytoplankton species: experimental tests of mechanistic theory. Ecology 80, 211-222.

Humpage, A. R., Hardy, S. J., Moore, E. J., Froscio, S. M. & Falconer, I. R., 2000. Microcystins (cyanobacterial toxins) in drinking water enhance the growth of aberrant crypt foci in the mouse colon, J. Toxicol. Environ. Health A 61, 155-165.

Humpage, A. R., Rositano, J., Bretag, A. H., Brown, R., Baler, P. D., Nicholson, B. C. & Steffensen, D. A., 1994. Paralytic shellfish poisons from Australian cyanobacterial blooms. Aust J Mar Freshwater Res 45(5), 761-771.

Hyenstrand, P., Blomqvist, P. & Petterson, A., 1998. Factors determining cyanobacterial success in aquatic systems.Archiv für Hydrobiologie Special Issues in Advanced Limnology.51, 41-62.

Iteman, I., Rippka, R., De Marsac, T.N. & Herdman, M., 2000. Comparaison of conserved structural and regulatory domains within divergent 16SrRNA spacer sequences of cyanobacteria. Microbiology 146, 1275-1286.

Ito, E., Kondo, F., Terao, K. & Harada, K., 1997. Neoplastic nodular formation in mouse liver induced by repeated intraperitoneal injections of microcystin-LR. Toxicon 35, 1453- 1457.

Jacoby, J. M., Collier, D. C., Welch, E. B., Hardy, F. J. & Crayton, M., 2000. Environmental factors associated with a toxic bloom of Microcystis aeruginosa. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 57, 231-240.

Jacquet, S., Briand, J.-F., Leboulanger, C., Avois-Jacquet, C., Oberhaus, L., Tassin, B., Vinçon-Leite, B., Paolini, G., Druart, J.-C., Anneville, O. & Humbert, J.-F, 2005. The proliferation of the toxic cyanobacterium Planktothrix rubescens following restoration of the largest natural French lake (Lac du Bourget). Harmful Algae 4, 651–672.

Jähmichen, S., Long, B. M. & Petzoldt, T., 2011. Microcystin production by Microcystis aeruginosa: Direct regulation bay multiple environmental factors. Harmful Algae, 12, 95-104.

James, K. J., Sherlock, I. R. & Stack, M. A., 1997. Anatoxin-a in Irish freshwater and cyanobacteria, determined using a new fluorimetric liquid chromatographic method. Toxicon 35, 963-971.

Jang, M. H., Ha, K. & Takamura, N., 2007. Reciprocal allelopathic responses between toxic cyanobacteria (Microcystis aeruginosa) and duckweed (Lemna japonica). Toxicon 49, 727–733.

Jankowiak, J., Hattenrath-Lehmann, T., Kramer, B. J., Ladds, M. & Gobler, C. J., 2019. Deciphering the effects of nitrogen, phosphorus, and temperature on cyanobacterial bloom intensification, diversity, and toxicity in western Lake Erie. Limnol. Oceanogr., 64, 1347-1370.

Jegede, A. O., 2012. Anaerobic digestion of cyanobacteria and chlorella to produce methane for biofuel. Int. J. Agric. Biol. Eng. 5 (3), 1–8.

Jeng, H., 2007. Encyclopedia of Cancer and Society.Ed. Graham Colditz. Los Angeles. Sage Publications Inc. 2, 695-697.

Janse van Vuuren, S. & Kriel, G.P., 2008. Cylindrospermopsis raciborskii, a toxic invasive cyanobacterium in South African fresh waters. Afr. J. Aquat. Sci. 33 (1), 17–26.

Jensen, J. P., Jeppesen, E., Olrik, K. & Kristensen, P., 1994. Impact of nutrients and physical factors on the shift from cyanobacterial to chlorophyte dominance in shallow Danish lakes. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 51, 1692-1699.

Jellet, J. F., Marks, L. J., Stewart, J. E., Dorey, M. L., Watson-Wright, W. & Lawrence, J. F., 1992. Paralytic shellfish poison (saxitoxin family) bioassays: automated endpoint determination and standardization of the in vitro tissue culture bioassay, and comparaison with the standard mouse bioassay. Toxicon 30, 1143-1156.

Jeppesen, E., Kronvang, B., Meerhoff, M., Søndergaard, M., Hansen, K. M., Andersen H. E., Lauridsen, T. L., Liboriussen, L., Beklioglu, M., Özen, A. & Olesen, J. E., 2009. Climate Change Effects on Runoff, Catchment Phosphorus Loading and Lake Ecological State, and Potential Adaptations. J. Environ. Qual., 38, 1930-1941.

Jochimsen, E. M., Carmichael, W. W., An, J. S., Cardo, D. M., Cookson, S. T., Holmes, C. E., Antunes, M. B., De Melo Filho, D. A., Lyra, T. M., Barreto, V. S., Azevedo, S. M. & Jarvis, W. R., 1998. Liver failure and death after exposure to microcystins at a hemodialysis center in Brazil. N Engl J Med 338, 873-878.

Jöhnk, K. D., Huisman, J., Sharples, J., Sommeijer, B., Visser, P. M. & Stroom, J. M., 2008. Summer heatwaves promote blooms of harmful cyanobacteria. Global Change Biol. 14, 495- 512.

Jonasson, S., Eriksson, J., Berntzon, L., Rasmussen, U. & Bergman, B., 2008. A novel cyanobacterial toxin (BMAA) with potential neurodegenerative effects. Plant Biotechnology 25, 227–232.

Jones, G. J. & Orr, P. T., 1994. In situ release and degradation of microcystin following algicide treatment of a Microcystis aeruginosa bloom in a recreational lake, as determined by HPLC and protein phosphatase inhibition assay. Water Res. 28, 871–876.

Jones, G. J., Bourne, D. G., Blakeley, R. L. & Doelle, H., 1994a. Degradation of the cyanobacterial hepatotoxin microcystin by aquatic bacteria. Nat Toxins 2, 228-235.

Jones, G. J., Blackburn, S. I. & Parker, N. S., 1994b. A toxic bloom of Nodularia spumigena Mertens in Orielton lagoon, Tasmania. Aust. J. Mar. Freshwater Res. 45, 787-800.

Jozwiak, T., Mazur-Marzec, H. & Plinski, M., 2008. Cyanobacterial blooms in the Gulf of Gdansk (southern Baltic): the main effect of eutrophication. Oceanol. Hydrobiol. Stud., 37, 115-121.

Kaebernick, M., Dittmann, E., Börner, T. & Neilan, B. A., 2002. Multiple alternate transcripts direct the biosynthesis of microcystin, a cyanobacterial nonribosomal peptide. Appl Environ. Microbiol. 68(2), 449-455.

Kayombo, S. & Jorgensen, S. E., 2006. Lake Victoria experience and lessons learned brief. Lake Basement Manage. Initiative 431–446.

Keebler, J., Kelly, J., Roesler, N., Collin, S., Laine, G. & Edward, P., 2010. Using in situ chlorophyll methods for detection of phytoplankton biomass. Geological Society of America Abstracts with Programs, Vol. 42, No. 1, pp. 136

Kim, K. T., 1981. Le phytoplancton de l'étang de Berre. Thèse de Doctorat, Univ. Aix Marseille, 242p.

Kirpenko, N. I., 1986. Phytopatic properties of blue-green algae toxins.Hydrobiol. J., 22, 44-47.

Kirumba, W. M., Shushu, D. D., Masundire, H. & Oyaro, N., 2014. Diversity of algae and potentially toxic cyanobacteria in a river receiving treated sewage effluent: a case of Notwane River (Gaborone, Botswana). Int. Res. J. Environ. Sci. 3 (11), 79– 86.

Klemer, A. R., Cullen, J. J., Mageau, M. T., Hanson, K. M. & Sundell, R. A., 1996. Cyanobacterial buoyancy regulation: The paradoxical roles of carbon. J. Phycol. 32, 47-53.

Kogure, K., Tampling, M. L., Simidu, U. & Colwell, R. R., 1983. A tissue culture assay tetrodotoxin, saxitoxin and related toxins. Toxicon 26, 191-197.

Komàrek, J. & Anagnostidis, K., 1989. Modern approach to the classification system of Cyanophytes. 4-Nostocales. Arch. Hydrobiol. Suppl. 82-83, 247-345.

Komárek, J. & Anagnostides, K., 1999. Cyanoprokaryota, Part 1: Chroococcales, Süsswasserflora von Mitteleuropa, Bd 19/1, Spektrum Akademischer Verlag.

Komárek, J. & Anagnostides, K., 2005. Cyanoprokaryota, Part 2: Oscillatoriales, Süsswasserflora von Mitteleuropa, Bd 19/2, Spektrum Akademischer Verlag.

Komarek, J., Komarkova, J. & Kling, H., 2003. Filamentous cyanobacteria. In: Freshwater algea of North America, Elsevier (Ed), USA, 117-196.

Kononen, K., 2001. Eutrophication, harmful algal blooms and species diversity in phytoplankton communities' examples from the Baltic Sea. Ambio 30, 184-189.

Kosten, S., Vera, L. M. H., Becares, E., Costa, S. L. , Donk, V. E., Hansson, L.-A., Jeppesen, E. K, Kruk, C., Lacerot, G., Mazzeo, N. S., De-Meester, L., Moss, B., Lurling, M., Noges, T., Romo, S. & Scheffer, M., 2012. Warmer climates boost cyanobacterial dominance in shallow lakes. Global Change Biology 18, 118–126.

Kotak, B. G., Zurawell, R. W., Prepas, E. E. & Holmes, C. F. B., 1996. Microcystin-LR concentration in aquatic foodweb compartments from lakes of varing trophic status. Can. J. Fish.Aquat. Sci. 53, 1974-1985.

Kotut, K., Ballot, A., Wiegand, C. & Krienitz, L., 2010. Toxic cyanobacteria at Nakuru sewage oxidation ponds- a potential threat to wildlife. Limnologica 40, 47–53.

Kreitlow, S., Mundt, S. & Lindequist, U., 1999. Cyanobacteria: a potential source of new biologically active substances. J. Biotechnol. 70 (1-3), 61-63.

Krienitz, L., Ballot, A., Kotut, K., Wiegand, C., Putz, S., Metcalf, J. S., Codd, G. A. & Pflugmacher, S., 2003. Contribution of hot spring cyanobacteria to the mysterious deaths of Lesser Flamingos at Lake Bogoria, Kenya.FEMS Microbiol. Ecol. 43, 141-148.

Krienitz, L., Ballot, A., Wiegand, C., Kotut, K., Codd, G. A. & Pflugmacher, S., 2002. Cyanotoxin-producing bloom of Anabaena flos-aquae, Anabaena discoidea and Microcystis aeruginosa (cyanobacteria) in Nyanza Gulf of Lake Victoria, Kenya. Journal of Applied Botany- Angewandte Botanik 76, 179-183.

Kuiper-Goodman, T., 1997. Risk assessment of microcystins in Canasa. Wabolu-Hfte 4/97, 9-12.

Kuiper-Goodman, T., Falconer, I. & Fitzgerald, J., 1999. Human health aspects, Dans: Chorus, I. et Bartram, J. (Eds.). Toxic Cyanobacteria in water.A guide to their public Health consequences, monitoring and management. WHO Ed. E & FN SPON. pp. 113- 153.

Kumar, K., Mella-Herrera, R. A. & Golden, J. W., 2010. Cyanobacterial heterocysts. Cold Spring Harbor perspectives in biology 2, 1-19.

Kurmayer, R. & Jüttner, F., 1999. Strategies for the coexistence of zooplankton with the toxic cyanobacterium Planktothrix rubescens in Lake Zurich. J. Plankton Res. 31, 659-683.

Kusumi, T., Ooi, T., Watanabe, M. M., Takahashi, H. & Kakisawa, H., 1987. Cyanoviridin RR, a toxin from cyanobacterium (blue-green alga) Microcystis viridis. Tetrahedron letters 28, 4695-4698.

Laamanen, M. J., Forsstrom, L. & Sivonen, K., 2002. Diversity of Aphanizomenon flos-aquae (cyanobacterium) populations along a Baltic Sea salinity gradient. Appl. Envrion. Microbiol. 68, 5296-5303.

Labroue, L., Capblancq, J. & Dauta, A., 1995. Cycle des nutriments : l'azote et le phosphore. In Pourriot et MeybecK. Limnologie générale Masson, Paris. Collection Ecologie 25. pp. 727-764.

Lagos, N., Onodera, H., Zagatto, P. A., Andrinolo, D., Azevedo, S. M. F. Q. & Oshima, Y., 1999. The first evidence of paralytic shellfish toxins in the freshwater cyanobacterium Cylindrospermopsis raciborskii, isolated from Brazil. Toxicon 37, 1359-1373.

Lahti, K., Ahtiainen, J., Rapala, J., Sivonen, K. & Niemelä, S. I., 1995. Assessment of rapid bioassays for detecting cyanobacterial toxicity. Letters in Applied Microbiology 21, 109- 114.

Lahti, K., Rapala, J., Fardig, M., Niemela, M. & Sivonen, K., 1997. Persistence of cyanobacterial hepatotoxin, microcystin-LR in particulate material and dissolved in lake water. Water Research 31, 1005-1012.

Lakhili, F., Benabdelhadi, M., Bouderka, N., Lahrach, H., & Lahrach, A., 2015. Etude de la qualité physicochimique et de la contamination métallique des eaux de surface du bassin versant de Beht (Maroc). European Scientific Journal, Eedition, 11(11), 132- 147.

Lam, Y. A., Prepas, E. E., Spink, D. & Hrudey, S. E., 1995. Chemical control of hepatotoxic phytoplankton blooms: implication for human health. Wat. Res. 29(8), 1845-1854.

Lambert, G., Lambert, C. C. & Waaland, J. R., 1996. Algal symbionts in the tunics of six New Zealand ascidians (Chordata, Ascidiacea). Invertebr. Biol. 115:67-78.

Lanaras, T. & Cook, C. M., 1994. Toxin extraction from Anabaenopsis milleri dominated bloom. Sci. Total Environ. 142, 163-169.

Lance, E., Bugajny, E., Bormans, M. & Gerard, C., 2008. Consumption of toxic cyanobacteria by Potamopyrgus antipodarum (Gastropoda, Prosobranchia) and consequences on life traits and microcystin accumulation. Harmful Algae 7, 464-472.

Lance, E., Paty, C., Bormans, M., Brient, L. & Gerard, C., 2007. Interactions between cyanobacteria and gastropods - II.Impact of toxic Planktothrix agardhii on the lifehistory traits of Lymnaea stagnalis. Aquat.Toxicol. 81, 389-396.

Landner, L. & Wahlgreen, U., 1986. L'eutrophisation de la retenue de la retenue du barrage Sidi Mohamed Ben Abdellah sur le Bou Regreg, Maroc. In : L'eutrophisation des lacs reservois en climat chaud (eds.) O.M.S., P.N.UD., II(A), 65-156.

Lathrop, C., 1988. Evaluation of whole-lake nitrogen fertilization for controlling blue-green algal blooms in a hypereutrophic lake. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 45, 2061-2075.

Lawrence, J. F. & Wong, B., 1995. Evaluation of a postcolumn electrochemical reactor for oxidation of Paralytic Shellfish Poison toxins. Journal of AOAC International, 78(3), 698-704.

Le-Blanc, S., Pick, F. R. & Aranda-Rodriguez, R., 2005. Allelopathic effects of the toxic cyanobacterium Microcystis aeruginosa on duckweed, Lemna gibba L. Environ. Toxicol. 20, 67–73.

Lee, R. E., 2008. Phycology (4th edition), Cambridge University Press.

Lee, Y. K., Lee, J. H. & Lee, H. K., 2001. Microbial symbiosis in marine sponges. J. Microbiol. 39, 254-264.

Lehtonen, K. K., Kankaanpaa, H., Leinio, S., Sipia, V. O., Pflugmacher, S. & Sandberg-Kilpi, E., 2003. Accumulation of nodularin-like compounds from the cyanobacterium Nodularia spumigena and changes in acetylcholinesterase activity in the clam Macoma balthica during short-term laboratory exposure.Aquatic Toxicology 64, 461-476.

Leitao, M. & Coute, A., 2005. Guide Pratique des Cyanobactéries Planctoniques du grand Ouest de la France. Ed AESN. Honfleur. 64 p.

Levasseur, M. E., Therriault, J. C. & Legendre, L., 1984. Hierarchical control of phytoplankton succession by physical factors. Mar. Ecol. Prog. Ser. 19, 211-222.

Levi, Y., Harvey, M. & Cervantès, P., 2006. Evaluation des risques liés à la présence de cyanobactéries et de leurs toxines dans les eaux destinées à l'alimentation, à la baignade et autre activités réactives. Afssa - Afsset. pp. 277.

Li, H., Xing, P. & Wu, Q. L., 2012. The high resilience of the bacterioplankton community in the face of a catastrophic disturbance by a heavy Microcystis bloom. FEMS Microbiol. Ecol. 82, 192-201.

Li, J., Hansson, L.-A. & Persson, K. M., 2018. Nutrient Control to Prevent the Occurrence of Cyanobacterial Blooms in a Eutrophic Lake in Southern Sweden, Used for Drinking Water Supply. Scientific article. Water 10, 919.

Li, R., Carmichael, W. W., Brittain, S., Eaglesham, G. K., Shaw, G. R., Liu, Y. & Watanabe, M. M., 2001a. First report of the cyanotoxins cylindrospermopsin and deoxycylindrospermopsin from Raphidiopsis curvata (Cyanobacteria). J. Phycol. 37, 1121-1126.

Li, R., Carmichael, W. W., Brittain, S., Eaglesham, G. K., Shaw, G. R., Mahakhant, A., Noparatnaraporn, N., Yongmanitchai, W., Kaya, K. & Watanabe, M. M., 2001b. Isolation and identification of the cyanotoxin cylindrospermopsin and deoxycylindrospermopsin from a Thailand strain of Cylindrospermopsis raciborskii (Cyanobacteria). Toxicon 39, 973-980.

Li, R., Carmichael, W. W. & Pereira, P., 2003. Morphologiacl and 16S rRNA gene evidence for reclassification of the paralytic shellfish toxin producing Aphanizomenon flosaquae LMECYA 31 as Aphanizomenon issatschenkoi (Cyanophyceae).J. Phycol. 39, 814-818.

Lille, R., 1962. Aperçu géographique- Formations anciennes. In B.R.G.M.D. 1967. Notice explicative de la carte géologique au 1/200000 "SELIBABI". 47 p.

Lindholm, T., Eriksson, J. E. & Meriluoto, J. A. O., 1989. Toxic cyanobacteria and waterquality problems- examples from a eutrophic lake on Åland, South West Finland. Water Res. 23(4), 481-486.

Liràs, V., Lindberg, M., Nyström, P., Annadotter, H., Lawton, L. A. & Graf, B., 1998. Can ingested cyanobacteria be harmful to the signal crayfish (Pacifastacus leniusculus)? Freshwater Biol. 39(2), 233-242.

Lodders, N., Stackebrandt, E. & Nubel, U. 2005. Frequent genetic recombination in natural populations of the marine cyanobacterium Microcoleus chthonoplastes. Environ. Microbiol. 7, 434-442

Looper, R. E., Runnegar, M. T. C. & Williams. R. M., 2005. Synthesis of the putative structure of 7-deoxycylindrospermopsin: C7 oxygenation is not required for the inhibition of protein synthesis. Angewandte Chemie (International ed. in English) 44, 3879–81.

Loudiki, M., 1990. Etude limnologique d'un hydrosystème récement aménagé dans la region de Marrakech (Maroc). Apports du bassin versant, hydrochimie, algues et macrophytes. Thèse de doctorat. Fac. Sc. St Jerôme, Aix-Marseille III, 353 p.

Lubzens, E., Cerdà, J. & Clark, M., 2010. Dormancy and Resistance in Harsh Environments. E. Lubzens, J. Cerda, and M. Clark [eds.]. Springer Berlin Heidelberg.

Lukac, M. & Aegerter, R., 1993. Influence of trace metals on growth and toxin production of Microcystis aeruginosa. Toxicon 31(3), 293-305.

Lundstedt, L. & Brett, M. T., 1991. Differential growth rates of three cladoceran species in responseto mono- and mixed-algal cultures. Limnol. Oceanogr., 36, 159-165.

Ly, A. S., 2015. Biodiversité en Cyanobactéries de la retenue d'eau du barrage de Foum-Gleita (Gorgol, Mauritanie). Mémoire de Master de Biologie. FST. USTM. 33p.

Macfaden, G. I., 2001. Primary and secondary endosymbiosis and the origin of plastids. J. Phycol. 37, 951-959

Mackintosh, C., Beattie, K. A., Klumpp, S., Cohen, P. & Codd, G. A., 1990. Cyanobacterial microcystin-LR is a potent and specific inhibitor of protein phosphatases 1 and 2A from both mammals and higher plants. FEBS Letters 264, 187-192.

Mageed, A. A. & Haikal, M. T., 2006. Factor affecting seasonal patterns in epilimnion zooplankton community in one of the largest man-made lakes in Africa (Lake Nasser, Egypt). Limnologica 36, 91-97

Mahmood, N. A. & Carmichael, W. W., 1987. Anatoxin-a(s), an anticholinesterase from the cyanobacterium Anabaena flos-aquae NRC-525-17. Toxicon 25(11), 1221-1227.

Mahmood, N. A. & Carmichael, W. W., 1986. Paralytic shellfish poisons produced by the freshwater cyanobacterium Aphanizomenon flos-aquae NH-5. Toxicon 24: 175-186.

Makhoukh, M., Sbaa, M., Berrahou, A. & 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.

Manganelli, M., Scardala, S., Stefanelli, M., Palazzo, F., Funari, E. & Vichi, S., 2012. Emerging health issues of cyanobacterial blooms. AnnIst super sanità, 48, 415-428.

Manganelli, M., Stefanelli, M., Vichi S., Andreani, P., Nascetti, G., Scialanca, F. & Scardala, S., 2016. Cyanobacteria biennal dynamic in a volcanic mesotrophic lake in central Italy: Strategies to prevent dangerous human exposures to cyanotoxins. Toxicon 115, 28-40.

Mankiewicz-Boczek, J., Gazgał, I., Jurczak, T., Urbaniak, M., Negussie, Y. Z. & Zalewski, M., 2014. Incidence of microcystin-producing cyanobacteria in Lake Tana, the largest waterbody in Ethiopia. Afr. J. Ecol. 53, 54–63.

Marion, J. W., Zhang, F., Cutting, D. & Lee, J., 2017. Associations between county-level land cover classes and cyanobacteria blooms in the United States. Ecol. Eng., 108, 556-563.

Marquardt, J. & Palinska, K. A. 2007. Genotypic and phenotypic diversity of cyanobacteria assigned to the genus Phormidium (Oscillatoriales) from different habitats and geographical sites. Arch. Microbiol. 187, 397-413

Marsac, N. T. & Houmard, J., 1988. Complementary chromatic adaptation: Physiological conditions and action spectra. Methods in Enzymology 167, 318–328.

Martin, A., 2004. L'analyse de données. Polycopié de cours ENSIETA - Réf. : 1463. 149 p.

Martin, W. & Kowallik, K. V., 1999. Annotated English translation of Mereschkowsky's 1905 paper 'Uber Natur und Ursprung der Chromatophoren im Pflanzenreiche. Eur. J. Phycol. 34, 287-295

Matsushima, R., Yoshizawa, S., Watanabe, M. F., Harada, K., Furusawa, M., Carmichael, W. W. & Fujiki, H., 1990. In vitro and in vivo effects of protein phosphatase inhibitors, microcystins and nodularin, on mouse skin and fibroblasts, Biochem.Biophy. Res. Commun. 171, 867-874.

Mcdermott, C. M., Feola, R. & Plude, J., 1995. Detection of cyanobacterial toxins (microcystins) in waters of northeastern Wisconsin by a new immunoassay technique. Toxicon., 33, 1433-1442.

Mcelhiney, J., Lawton, L. A. & Leifert, C. 2001. Investigations into the inhibitory effects of microcystins on plant growth, and the toxicity of plant tissues following exposure.Toxicon. 39(9), 1411-1420.

Mcneill, J., Barrie, F., Burdet, H., Demoulin, V., Hawksworth, D., Marhold, K., D. Nicolson, Prado, J., Silva, P., Skog, J., Wiersema, J. & Turland, N., 2006. International code of botanical nomenclature (Vienna code). Regnum Vegetabile 146 A.R.G Gantner Verlag KG.

MDE, 2008. Profil Environnemental et de Pauvreté de la commune de Foum Gleïta Wilaya du Gorgol. Rapport provisoire. Projet APE. Net-AUDIT Audit & Conseil. 107 p.

Mehrotra, A. P. & Gani, D., 1996. Synthesis of functionalised cyclic pentapeptide analogues of the serine-threonine protein phosphatase inhibitor nodularin.Tetrahedron Letters 37, 6915-6918.

Metcalf, J. S, 2000a. Production of novel polyclonal antibodies against the cyanobacterial toxin microcystinLR and their application for the detection and quantification of microcystins and nodularin.Water Res. 34, 2761– 2769.

Metcalf, J. S. & Codd, G. A., 2005d. SOP: Analysis of anatoxin-a by high liquid chromatography withphotodiode-array detectoin. SOP_TOXIC_UDU_08F. In Meriluoto J. & Cood, G.A. (Ed.), ToxicCyanobacterial Monitoring and Cyanotoxins Analysis, Acta Academiaee Aboensis, 65(1), 129-132.

Mez, K., Beattie, K. A., Codd, G. A., Hanselmann, K., Hauser, B., Naegeli, H. & Preisig, H. R., 1997. Identification of a microcystin in benthic cyanobacteria linked to cattle deaths on alpine pastures in Switzerland. Eur. J. Phycol. 32, 111-117

Mezrioui, N., Oudra, B., Oufdou, K., Hassani, L., Loudiki, M. & Darley, J., 1994. Effect of microalgae growing on wastewater batch culture on E. coli et V. cholerae. Survival.Wat. Sci. Tech.30 (8), 295-302.

Mhlanga, L., Day, J., Cronberg, G., Chimbari, M., Siziba, N. & Annadotter, H., 2006. Cyanobacteria and cyanotoxins in the source water from Lake Chivero, Harare, Zimbabwe, and the presence of cyanotoxins in drinking water. Afr. J. Aquat. Sci. 31 (2), 165–173.

Michalski, J. & Lemming U., 1995. Dynamics vertical mixing in the hypolimnion of a deep lake : lake Geneva. Limnol. Oceanogr. 40(4), 809-816.

Mikalsen, B., Boison, G., Skulberg, O. M., Fastner, J., Davies, W., Gabrielsen, T. M., Rudi, K. & Jakobsen, K. S., 2003. Natural variation in the microcystin synthetase operon mcyABC and impact on microcystin production in Microcystis strains. J. Bacteriol. 185(9), 2774-2785.

Miller, M. J. & Fallowfield, H. J., 2001. Degradation of cyanobacterial hepatotoxins in batch experiments. Water Sci Technol 43, 229-32.

Miller, T. R., Beversdorf, L. J., Weirich, C. A. & Bartlett, S. L., 2017. Cyanobacterial Toxins of the Laurentian Great Lakes, Their Toxicological Effects, and Numerical Limits in Drinking Water. Mar. Drugs J., 15, 160.

Mitrovic, S. M., Pflugmacher, S., James, K. J. & Furey, A., 2004. Anatoxin-a elicits an increase in peroxidase and glutathione S-transferase activity in aquatic plant. Aquat.Toxicol. 68, 185–192.

Mitrovic, S. M., Allis, O., Furey, A. & James, K. J., 2005. Bioaccumulation and harmful effects of microcystin-LR in the aquatic plants Lemna minor and Wolffia arrhiza and the filamentous alga Chladophora fracta.Ecotoxicol. Environ. Safe. 61, 345-352

Miura, S. & Yokota, A., 2006. Isolation and characterization of cyanobacteria from lichen. J. Gen. Appl. Microbiol. 52, 365-374.

Mohale, L. R., 2011. Impact of Cyanobacterial Toxins on Water Quality and Supply. MSc Thesis. University of the Free State.

Mohamed, Z. A., 2001. Accumulation of cyanobacterial hepatotoxins by daphnia in some Egyptian irrigation canals. Ecotoxicol. Environ. Safe 50, 4–8.

Mohamed, Z. A., 2002. Allelopathic activity of Spirogyra sp.: stimulating bloom formation and toxin production by Oscillatoria aghardii in some irrigation canals, Egypt. J. Plankton Res. 24 (2), 137–141.

Mohamed, Z. A., 2007. First report of toxic Cylindrospermopsis raciborskii and Raphidiopsis mediterranea (Cyanoprokaryota) in Egyptian freshwaters. FEMS Microbiol. Ecol. 59, 741–761.

Mohamed, Z. A., El-Sharouny, H. M. & Ali, W. S. M., 2006. Microcystin production in benthic mats of cyanobacteria in the Nile River and irrigation canals, Egypt. Toxicon 47, 584–590.

Moore, R. E.; Chen, J. L., Moore, B. S., Patterson, G. M. L. & Carmichael, W. W., 1991. Biosynthesis of microcystin-LR : origin of the carbons in the Adda and Masp units. J. Am. Chem. Soc. 113(13), 5083-5084.

Morton, S. D. & Lee, T. H., 1974. Algal blooms--possible effects of iron. Environ. Sci. Tech., 8, 673-674.

Mouchet, P. & Bonnélye, V., 1998. Solving algae problems: French expertise and worldwide applications.Journal-Water SRT, Aqua. 47, 125-141.

Mouelhi, S., 2000. Etude écologique de la retenue de Sidi Salem : Aspects physico-chimiques des eaux et dynamique des peuplements zooplanctoniques. Thèse de doctorat en sciences biologiques, université de Tunis II. pp. 21 – 126.

Mowe, M. A. D., Mitrovic, S. M., Lim, R. P., Furey, A. & Yeo, D. C. J., 2015. Tropical cyanobacterial blooms: a review of prevalence, problem taxa, toxins and influencing environmental factors. J. Limnol. 74 (2), 205–224.

Mynderse, J. S., Moore, R. E., Kashiwagi, M. & Norton, T. R., 1977. Antileukemia activity in the Oscillatoriaceae: isolation of debromoaplysiatoxin from Lyngbya. Science 196, 538- 540.

Nagata, S. & Sreilrg D, 1995. Determination of microcystin in environmental water by highly sensitive immunoassay. Japanese journal of toxicology and environmental health, 41, 10-46

Namikoshi, M., Choi, B. W., Sun, F., Rinehart, K. L., Evans, W. R. & Carmichael, W. W., 1993. Chemical characterization and toxicity of dihydro derivatives of nodularin and microcystin-LR, potent cyanobacterial cyclic peptide hepatotoxins. Chem Res Toxicol 6, 151-158

Namikoshi, M., Choi, B. W., Sakai, R., Sun, F., Rinehart, K. L., Carmichael, W. W., Evans, W. R., Cruz, P., Munro, M. H. G. & Blunt, J. W., 1994. New nodularins, A general method for structure assignment. J Org Chem 59, 2349-2357

Namikoshi, M., Murakami, T., Watanabe, M. F., Oda, T., Yamada, J., Tsujimura, S., Nagai, H. & Oishi, S., 2003. Simultaneous production of homoanatoxin-a, anatoxin-a, and a new non-toxic 4-hydroxyhomoanatoxin-a by the cyanobacterium Raphidiopsis mediterranea Skuja. Toxicon 42, 533-538

Namikoshi, M., Yuan, M., Sivonen, K., Carmichael, W. W., Rinehart, K. L., Rouhiainen, L., Sun, F., Brittain, S. & Otsuki, A., 1998. Seven new microcystins possessing two Lglutamic acid units, isolated from Anabaena sp. strain 186.Chem Res Toxicol 11, 143- 149.

Naselli-Flores, L., Barone, R., Chorus, I. & Kurmayer, R., 2007. Toxic Cyanobacterial blooms in reservoirs under a semiarid mediterranean climate: The magnification of a problem. Environ. Toxi. 22, 399–404.

Nasri, A. B., Bouaïcha, N. & Fastner, J., 2004. First report of a microcystin-containing bloom of the cyanobacteria Microcystis spp. in Lake Oubeia, eastern Algeria. Arch. Environ.Contam.Toxicol. 46, 197-202.

Nasri, H., Bouaïcha, N. & Harche, M. K., 2007. A new morphospecies of Microcystis sp. forming bloom in the Cheffia Dam (Algeria): seasonal variation of microcystin concentrations in raw water and their removal in a full-scale treatment plant. Environ. Toxicol. 22 (4), 347–356.

Nasri, H., El Herry, S. & Bouaïcha, N., 2008. First reported case of turtle deaths during a toxic Microcystis spp. bloom in Lake Oubeira, Algeria.Ecotoxicology and Environmental Safety.

Ndebele, H. R. & Magadza, C. H. D., 2006. The occurrence of microcystin-LR in Lake Chivero, Zimbabwe. Lake Reserv. Manage. 11, 57–62.

Ndlela, L. L., Oberholster, P. J., Van Wyk, J. H. & Cheng, P. H., 2016. An overview of cyanobacterial bloom occurrences and research in Africa over the last decade. Harmful Algae, 60, 11-26.

Negri, A. P. & Jones, G. J., 1995. Bioaccumulation of paralytic shellfish poisoning (PSP) toxins from the cyanobacterium Anabaena circinalis by the freshwater mussel Alathyria condola. Toxicon 33(5), 667-678.

Neilan, B. A., Jacobs, D., Deldot, T., Blackall, L. L., Hawkins, P. R., Cox, P. T. & Goodman, A. E., 1997. Ribosomal-RNA sequences and evolutionary relationships among toxic and nontoxic cyanobacteria of the genus Microcystis.Int. J. Sys Bacteriol. 47(3), 693-697.

Neuveux, J., 1974. Recherche sur la chlorophylle a et la phéophytine a en milieu oligotrophe et en milieu eutophe (Méditérrannée). Thèse de 3ème cycle, Univ. Paris VI. 116 p.

Niamien-Ebrottie, J. E., Battacharya S., Deep, P. R. & Nayak B., 2015. Cyanobacteria and cyanotoxins in the World: Review. Internat. J. App. Res., 1, 563-569.

Nicholson, B. C. & Burch, M. D., 2001a. Evaluation of analytical methods for detection and quantification of cyanotoxins in relation to Australian drinking water guidelines: National Health and Medical Research Council of Australia.

Nisbet, M. & Verneaux, J., 1970. Composantes chimiques des eaux courantes. Discussion et propositions des classes en tant que base d'interprétation des analyses chimiques. AnnlsLimnol. 6 (2), 161-190.

Nishiwaki-Matsushima, R., Ohta, T., Nishiwaki, S., Suganuma, M., Kohyama, K., Ishikawa, T., Carmichael, W. W. & Fujiki, H., 1992. Liver tumor promotion by the cyanobacterial cyclic peptide toxin microcystin-LR.J Cancer Res Clin Oncol 118, 420- 424.

Nivet, C., Mc-Key, D. & Legris C., 2010. Connaissance et gestion des écosystèmes tropicaux. Résultats du programme de recherche « écosystèmes Tropicaux » 2005 - 2010. Paris, GIP Ecofor-MEEDDM, 208 p. ISBN 978-2-914770-02-6

Nizan, S., Dimentman, C. & Shilo, H., 1986. Acute toxicity effect of the cyanobacterium Microcystis aeruginosa on Daphnia magna.Limnol.Oceanog. 31, 497-502.

North, R. L., Guildford, S. J., Smith, R. E. H., Havens, S. M. & Twiss, M. R., 2007. Evidence for phosphorus, nitrogen, and iron colimitation of phytoplankton communities in Lake Erie. Limnol. Oceanogr., 52, 315–328.

Nyenje, P. M., Foppen, J. W., Uhlenbrook, S., Kulabako, R. & Muwanga, A., 2010. Eutrophisation et libération d'éléments nutritifs dans les zones urbaines d'Afrique subsaharienne. Sci. Total Environ., 408, 447-455.

O'Neil, J. M., Davis, T. W., Burford, M. A. & Gobler, C. J., 2012. The rise of harmful cyanobacteria blooms: The potential roles of eutrophication and climate change. Harmful Algae, 14, 313-334

Oben, P. M., Oben, B. O. & Fonge, B., 2006. High incidence of cyanobacterial blooms along the coast of the Cameroon Gulf of Guinea and their effects on human health and amenities. Trop. Freshwat. Biol 15 (1), 33–42.

Oberemm, A., Becker, J., Codd, G. A. & Steinberg, C., 1999. Effects of cyanobacterial toxins and aqueous crude extracts of cyanobacteria on the developpement of fish and amphibians. Environ. Toxicol., 14, 77-88.

Oberholster, P. J., Botha, A. & Ashton, P. J., 2009b. The influence of a toxic cyanobacterial bloom and water hydrology on algal populations and macroinvertebrate abundance in the upper littoral zone of Lake Krugersdrift, South Africa. Ecotoxicology 18, 34–46.

Oberholster, P. J., Botha, A. & Grobbelar, J. U., 2004. Microcystis aeruginosa: source of toxic microcystins in drinking water. Afr. J. Biotechnol. 3 (3), 159–168.

Oberholster, P. J., Myburgh, J. G., Govender, D., Bengis, R. & Botha, A., 2009c. Identification of toxigenic Microcystis strains after incidents of wild animal mortalities in the Kruger National Park, South Africa. Ecotoxicol. Environ. Safe 72, 1177–1182.

Oh, H. M., Lee, S. J., Jang, M. H. & Yoon, B. D., 2000. Microcystin production by Microcystis aeruginosa in a phosphorus-limited chemostat. Appl Environ Microbiol. 66, 176 179.

Ohta, T., Sueoka, E., Iida, N., Komori, A., Suganuma, M., Nishiwaki, R., Tatematsu, M., Kim, S. J., Carmichael, W. W. & Fujiki, H., 1994. Nodularin, a potent inhibitor of protein phosphatases 1 and 2A, is a new environmental carcinogen in male F344 rat liver. Cancer Res 54, 6402-6406.

Okogwu, O. I. & Ugwumba, A. O., 2008. Cyanobacteria abundance and its relationship to water quality in the Mid-Cross River floodplain, Nigeria. Rev. Biol. Trop. 57 (1–2), 33–43.

Olenina, I., Hajdu, S., Edler, L., Andersson, A., Wasmund, N., Busch, S., Göbel, J., Gromisz, S., Huseby, S., Huttunen, A., 2006. Biovolumes and size-classes of phytoplankton in the Baltic Sea. HELCOM Balt.Sea Environ. Proc., 106, 144pp.

OMVS, 2010. Etude pour la caractérisation (état des lieux) de la pêche et de l'aquaculture continentales et élaboration d'un plan de développement pour les sites retenus dans les Wilayas de Gorgol et Trarza, République Islamique de Mauritanie. Rapport définitif. Projet de gestion intégrée des ressources en eau et de

développement des usages multiples dans le bassin du fleuve Sénégal. SONED-Afrique/SCET-Rim. 135p.

Onodera, H., Satake, M., Oshima, Y., Yasumoto, T. & Carmichael, W. W., 1997b. New saxitoxin analogues from the freshwater filamentous cyanobacterium Lyngbya wollei. Natural Toxins 5, 146-151.

ONU, 2000. L'avenir de l'environnement mondial, Programme des Nations Unies pour l'environnement et DeBoeck Université.

Oren, A. & Tindall, B. J., 2005. Nomenclature of the cyanophyta/cyanobacteria/ cyanoprokaryotes under the International Code of Nomenclature of Prokaryotes. Algological Studies 117, 39-52

Orr, P. T. & Jones, G. J., 1998. Relationship between microcystin production and cell division rates in nitrogen-limited Microcystis aeruginosa cultures. Limnol.Oceanogr. 43(7), 1604-1614.

Otsuka, S., Suda, S., Li, R., Watanabe, M., Oyaizu, H., Matsumoto, S. & Watanabe, M. M., 1999. Phylogenetic relationships between toxic and non-toxic strains of the genus Microcystis based on 16S to 23S internal transcribed spacer sequence. FEMS Microbiology Letters 172, 15-21.

Ou, D. Y., Song, L. R., Gan, N. Q. & Chen, W., 2005. Effects of microcystins on and toxin degradation by Poterioochromonas sp. Environ.Toxicol. 20, 373-380

Ouahid, Y., Perez-Silva, G. & Del Campo, F. F., 2005. Identification of Potentially Toxic Environmental Microcystis by Individual and Multiple PCR Amplification of Specific Microcystin Synthetase Gene Regions.Environ Toxicol 20, 235-242.

Ouartsi, A., Saoudi, A. & Chekireb, D., 2011. Etude des efflorescences toxiques a cyanobacteries dans le barrage Mexa, Algerie. Rev. Microbiol. Ind. San et Environn. Vol 5, N°1, p : 81-100.

Oudra, B., El Andaloussi, M. D., Franca, S., Barros, P., Martins, R., Oufdou, K., Sbiyyaa, B., Loudiki, M., Mezrioui, N. & Vasconcelos, V., 2000. Harmful cyanobacterial toxic blooms in waste stabilisation ponds. Water Science & Technology 42(10), 179-186.

Oudra, B., Loudiki, M., Sbiyyaa, B., Martins, R., Vasconcelos, V. & Namikoshi, N., 2001. Isolation, characterization and quantification of microcystins (heptapeptides hepatotoxins) in Microcystis aeruginosa dominated bloom of Lalla Takerkoust lakereservoir (Morocco).Toxicon 39, 1375–1381.

Oudra, B., Loudiki, M., Vasconcelos, V., Sabour, B., Sbiyyaa, B., Oufdou, K. & Mezrioui, N., 2002. Detection and quanti.cation of microcystins from cyanobacteria strains isolated from reservoirs andponds in Morocco. Environ. Toxicol. 17, 32–39.

Oudra, B., Andaloussi, M. D. & Vasconcelos, V. M., 2009. Identification and quantification of microcystins from a Nostoc muscorum bloom occurring in Oukaïmeden River

(High-Atlas mountains of Marrakech, Morocco). Environ. Monit. Assess. 149 (1–4), 437–444.

Pablo, J., Banack, S., Cox, P., Johnson, T. E., Papapetropoulos, S., Bradley, W. G., Buck, & Mash, D. C., 2009. Cyanobacterial neurotoxin BMAA in ALS and Alzheimer's disease. Acta neurologica Scandinavica 120, 216–25.

Paerl, H.W., 1988. Nuisance phytoplankton blooms in coastal, estuarine, and inland waters. Limnol. Oceanogr. 33, 823–847.

Paerl, H. W., 1996. Microscale physiological and ecological studies of aquatic cyanobacteria: macroscale implications. Microscopy Res. Technique 33(1), 47-72.PAERL, H. W. & HUISMAN, J., 2008. Climate - Blooms like it hot. Science 320, 57-58.

Paerl, H. W., 2018. Why does N-limitation persist in the world's marine waters? Marine Chemistry 206, 1–6.

Paerl, H. W., Fulton, R. S., Moisander, P. H. & Dyble, J., 2001. Harmful freshwater algal blooms, with an emphasis on Cyanobacteria. The Scientific World 1, 76–113.

Paerl, H. W. & Paul V. J., 2012. Climate change: links to global expansion of harmful cyanobacteria. Water Res., 46, 1349-1363.

Paerl, H. W., Scott, J. T., McCarthy, J. J., Newell, S. E., Gardner, W. S., Havens, K. E, Hoffman, D. K., Wilhelm, S. W. & Wurtsbaugh, W. A., 2016. It takes two to tango: When and where dual nutrient (N & P) reductions are needed to protect lakes and downstream ecosystems. Environ. Sci. Technol., 50, 10805-10813.

Paerl, H. W., Xu, H., McCarthy, M. J., Zhu, G. W., Qin, B. Q., Li, Y. P. & Gardner, W. S., 2011. Controlling harmful cyanobacterial blooms in a hyper-eutrophic lake (Lake Taihu, China): The need for a dual nutrient (N & P) management strategy. Water Res., 45, 1973-1983.

Palinska, K. A., 2008. Cyanobacteria.Eds. John Wiley & Sons Ltd, Chichester.

Pan, D., Pavagadhia, S., Umashankara, S., Raia, A., Benkea, P., Raia, M., Saxenaa, G., Gangua, V. & Swarupa, S., 2019. Resource partitioning strategies during toxin production in Microcystis aeruginosa revealed by integrative omics analysis. Algal Res., 42, 101582.

Park, H. D. & Watanabe, M. F., 1995. Toxic Microcystis in eutrophic lakes. In: Watanabe, M.F., Harada, K., Carmichael, W.W., Fujiki, H. (eds.). Toxic Microcystis. CRC Press. pp. 57-77.

Park, H. D., Watanabe, M. F., Harada, K. I., Nagai, H., Suzuki, M., Watanabe, M. & Hayashi, H., 1993a. Hepatotoxin (microcystin) and neurotoxin (anatoxin-a) contained in natural blooms and strains of cyanobacteria from Japanese freshwaters. Natural Toxins 1, 353-360.

Park, H. D., Watanabe, M. F., Harada, K. I., Suzuki, M., Hayashi, H. & Okino, T., 1993b. Seasonal variations of Microcystis species and toxic heptapeptide microcystins in Lake Suwa.Environ.Toxicol.Water Qual. 8(4), 425-435.

Pedro, O., Correia, D., Lie, E., Skåre, J., Leão, J., Neves, L., Sandvik, M. & Berdal, K. G., 2011. Polymerase chain reaction (PCR) detection of the predominant microcystin- producing genotype of cyanobacteria in Mozambican lakes. Afr. J. Biotechnol. 10 (83), 19299–19308.

Penaloza, R., Rojas, M., Vila, I. & Zambrano, F., 1990. Toxicity of soluble peptide from Microcystis sp. to zooplankton and fish. Freshwat Biol 24(2), 223-240.

Pereira, P., Onodera, H., Andrinolo, D., Franca, S., Araujo, F., Lagos, N. & Oshima, Y., 2000. Paralitic shellfish toxins in the freshwater cyanobacterium Aphanizomenon flosaquae, isolated from Montargil, Portugal. Toxicon 38, 1689-1702.

Peters, G. A. & Meeks, J. C., 1989. The Azolla-Anabaena symbiosis - Basic Biology.Annu. Rev. Plant. Physiol. Plant Mol. Biol. 40, 193-210.

Pflugmacher, S., Wiegand, C., Beattie, K. A., Krause, E., Steinberg, C. E. W. & Codd, G. A., 2001. Uptake, effects, and metabolism of cyanobacterial toxins in the emergent reed plant Phragmites Australia (cav.). Environ. Toxicol. Chem. 20 (4), 846–852.

Pick, F. R. & Lean, D. R. S., 1987. The role of macronutrients (C, N, P) in controlling cyanobacterial dominance in temperate lakes, N. Zeal. J. mar. Freshwat. Res., 21: 425-434.

Pitois, S., Jackson, M. H. & Wood, B. J. B., 2001. Sources of the eutrophication problems associated with toxic algae: An overview. J. Environ. Health 64:25-32.

Pilotto, L. S., Douglas, R. M., Burch, M. D., Cameron, S., Beers, M., Rouch, G. R., Robinson, P., Kirk, M., Cowie, C. T., Hardiman, S., Moore, C. & Attewell, R. G., 1997. Health effects of recreational exposure to cyanobacteria (blue-green algae) during recreational water-related activities. Aust N Zealand J Public Health 21, 562-566.

Pimentel, J. S. M. & Giani, A., 2014. Microcystin production and regulation under nutrient stress conditions in toxic Microcystis strains. Appl. Environ. Microbiol., 80, 5836-5843.

Pomati, F., Sacchi, S., Rossetti, C., Giovannardi, S., Onodera, H., Oshima, Y. & Neilan, B. A., 2000. The freshwater cyanobacterium Planktothrix sp. FP1: molecular identification 196 and detection of paralytic shellfish poisoning toxins. J. Phycol. 36, 553-562.

Pouria, S., De Andrade, A., Barbosa, J., Cavalcanti, R. L., Barreto, V. T., Ward, C. J., Preiser, W., Poon, G. K., Neild, G. H. & Codd, G. A., 1998. Fatal microcystin intoxication in haemodialysis unit in Caruaru, Brazil. Lancet 352, 21-26.

Pourriot, R., 1982. Ecologie du plancton des eaux continentales. *Masso*n. Paris. 198 p.

Pourriot, R. & Meybeck, M., 1995. Limnologie générale. Masson, Paris. Collection Ecologie. pp. 6 – 59.

Preece, D., Becerra, R., Robinson, K. & Dandy, J., 2017. Assessing alexithymia: Psychometric properties and factorial invariance of the 20-item Toronto Alexithymia Scale in nonclinical and psychiatric samples. J. Psychopathol. Behav. Asses., 40, 276-287.

Princeps, M. R., Caplan, F. R., Moore, R. E., Patterson, G. M. L., Honkanen, R. E. & Boyton, A. L., 1992. Microcystin-LR from a blue-green alga belonging to the Stigonematales.Phytochemestry 31, 1247-1248.

Puddick, J., Wood, S. A., Hawes, L. & Hamilton, D. P., 2016. Fine-scale cryogenic sampling of planktonic microbial communities: Application to toxic cyanobacterial blooms. Limnol. Oceanogr., 4, 600-609.

Rantala, A., Rajaniemi-Wacklin, P., Lyra, C., Lepisto, L., Rintala, J., MankiewiczBoczek, J. & Sivonen, K., 2006. Detection of microcystin-producing cyanobacteria in Finnish lakes with genus-specific microcystin synthetase gene E (mcyE) PCR and associations with environmental factors. Appl. Environ. Microbiol. 72, 6101–6110.

Rai, A. N., Soderback, E. & Bergman, B., 2000. Cyanobacterium-plant symbioses. New Phytol. 147(3): 449-481

Rapala, J., Sivonen, K., Luukkainen, R. & Niemelä, S. I., 1993. Anatoxin-a concentration in Anabaena and Aphanizomenon at different environmental conditions and comparison of growth by toxic and non-toxic Anabaena strains, a laboratory study, J. App. Phycol. 5, 581-591.

Rapala, J., Sivonen, K., Lyra, C. & Niemelä, S. I., 1997. Variation of microcystins, cyanobacterial hepatotoxins, in Anabaena spp. as a function of growth stimuli. App. Environ. Microbiol. 64, 2206-2212.

Rapala, J., Erkomaa, K., Kukkonen, J., Sivonen, K. & Lahti, K., 2002a. Detection of microcystins with protein phosphatase inhibition assay, high-performance liquid chromatography–UV detection and enzyme-linked immunosorbent assay: Comparison of methods. Analytica Chimica Acta 466(2), 213-231.

Rast, W., Holland, M. & Ryding, S. O., 1989. Eutrophication management framework for policymaker. MAB Digest 1, UNESCO, Paris.

Reinikainen, M., Hietala, J. & Walls, M., 1999. Reproductive adaptation in Daphnia exposed to toxic cyanobacteria. J. Plankton Res. 21, 1553-1564.

Ressom, R., Soong, F. S., Fitzgerald, J., Turczynowicz, L., El Saadi, O., Roder, D., Maynard, T. & Falconer, I., 1994. Health Effects of Toxic Cyanobacteria (Blue-green Algae). National Health and Medical Council, the Australian Government Publishing Service, Canberra, Australia, 108 p.

Reynaud, P. A. & Laloë, F., 1985. La méthode des suspensions-dilutions adaptée à l'estimation des populations algales dans une rizière. Rev. Ecol. Biol. Sol 22, 161-192

Reynolds, C. S., 1978. The plancton of the north-west Midland meres, « Caradoc and Severn Valley Field Club », Shrewsbury, pp. 1-36.

Reynolds, C. S., 1984. The ecology of freshwater phytoplankton. Cambridge University Press. 384 p.

Reynolds, C. S., 1997. Vegetation Processes in the Pelagic. A Model for Ecosystem Theory. Ecology Institute, D-21385 Oldendorf, Luhe, ISSN 0932-2205.

Reynolds, C. S., Jaworskii, G. H. M., Cmiech, H. A. & Leedale, G. F., 1981. On the annual cycle of the blue-green alga Microcystis aeruginosa Kutz. Emend. Elenkin. Proc. R. Soc. Lond. ser. B 293, 419-477.

Reynolds, C. S. & Walsby, A. E., 1975. Water- blooms. Biological Review. 50, 437- 481. Université Laval Québec.

Rigosi, A., Carey, C. C., Ibelings, W. B. & Brookes, D. J., 2014. The interaction between climate warming and eutrophication to promote cyanobacteria is dependent on trophic state and varies among taxa. Limnol Oceanogr 59(1), 99–114

Rinehart, K. L., Harada, K. I., Namikoshi, M., Chen, C., Harvis, C. A., Munro, M. H. G., Blunt, J. W., Mullingan, P. E., Beasley, V. R., Dahlem, A. M. & Carmichael, W. W., 1988. Nodularin, microcystin, and the configuration of adda.J.Amer. Chem. Soc. 110, 8557-8558.

Rinehart, K. L., Namikoshi, M. & Choi, B. W., 1994. Structure and biosynthesis of toxins from blue-green algae (cyanobacteria). J. App. Phycol. 6, 159-176.

Rippka, R., 1988. Recognition and identification of cyanobacteria. In: Methods in Enzymology 167, 28-67

Rivasseau, C., Martins, S. & Hennion, M. C., 1998. Determination of some physicochemical parameters of microcystins (cyanobacterian toxins) and trace level analysis in environnemental samples using liquid chromatography. J. Chromat. A. 799, 55-69.

Reviers, D. B., 2003. Biologie et phylogénie des algues. Editions BELIN.

Robarts, R. D. & Zohary, T., 1987. Temperature effects on photosynthetic capacity, respiration, and growth rates of bloom- forming cyanobacteria .Journal of Marine and Freshwater Research 21, 391-399.

Robertson, P. K. J., Lawton, L. A., Münch, B. & Rouzade, J., 1997. Destruction of cyanobacterial toxins by semiconductor photocatalysis. J Chem Soc Chem Commun 4, 393–394.

Rodier, J., 1996. Analyse de l'eau : eau naturelle, eau résiduaire et eau de mer. Dunold, 8ème édition.

Rothhaupt, K. O., 1991. The influence of toxic and filamentous blue-green algae on feeding and population growth of the rotifer Brachionus rubens. Int. Rev. Ges. Hydrobiol.76, 67- 72.

Rouhiainen, L., Vakkilainen, T., Siemer, B. L., Buikema, W., Haselkorn, R. & Sivonen, K., 2004. Genes Coding for Hepatotoxic Heptapeptides (Microcystins) in the Cyanobacterium Anabaena Strain 90.App. Environ. Microb. 70, 686-692.

Runnegar, M. T. C., Falconer, I. R., Jackson, A. R. B. & Mcinnes, A., 1983. Toxin production of Microcystis aeruginosa cultures. Toxicon 3, 377-380.

Runnegar, M. T. C., Kong, S. M., Zhong, Y. Z. & Lu, S. C., 1995. Inhibition of reduced glutathione synthesis by cyanobacterial alkaloid cylindrspermopsin in cultured rat hepatocytes.Biochem Pharmacol 49, 219-225.

Ryding, S.O. & Rast, W., 1994. Le contrôle de l'eutrophisation des lacs et des réservoirs. Collection Sciences de l'environnement. MASSON UNESCO Paris. 261 p.

Sabart, M., 2009. Variations spatiotemporelles dans la dynamique, la diversité génétique et le potentiel toxique de populations de Microcystis aeruginosa (Cyanobacteria) dans plusieurs écosystèmes aquatiques du centre de la France.Thèse de doctorat, mention « Biodiversité, écologie, environnement ». Université de Savoie. France. 356 p.

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.

Saito, K., Konno, A., Ishii, H., Saito, H., Nishida, F., Abe, T. & Chen, C., 2001. Nodularin- Har: a new nodularin from Nodularia. J Nat Prod 64, 139-141.

Saker, M. L. & Eaglesham, G. K., 1999. The accumulation of cylindrospermopsin from the cyanobacterium Cylindrospermopsis raciborskii in tissues of the redclaw crayfish Cheras quadricarinatus.Toxicon 37, 1065-1077.

Salmaso, N., 2010. Long-term phytoplankton community changes in a deep subalpine lake: responses to nutrient availability and climatic fluctuations. Freshwater Biology 55, 825–846.

Saoudi, A., 2008. Isolement, culture et évaluation de la toxicité desefflorescences à Microcystis sp., du barrage Mexa (El-Tarf). Mémoire de Magister en Diversité microbienne. Université Badji Mokhtar. Annaba. Algérie. 148 p.

Saqrane, S., El Ghazali, I., Ouahid, Y., El Hassni, M., El Hadrami, I., Bouarab, I., Del Campo, F. F., Oudra, B. & Vasconcelos, V., 2007. Phytotoxic effects of cyanobacteria extract on the aquatic plant Lemna gibba: Microcystin accumulation, detoxicationand oxidative stress induction. Aquatic Toxicology 83, 284–294.

Sarazin, G., Coute, A., Bernard, C., Hennion, M.-C., Robillot, C., Bertru, G., Brient, L., Vezie, C. & Tandeau De Marsac, N., 2000. Recherche sur les risques induits par les cyanobactéries d'eau douce. Ministère de l'aménagement du territoireet de l'environnement et Ministère de l'emploi et de la solidarité. 37 p.

Sbiyyaa, B., 1997. Determinisme, écophysiologie, toxicité et implications écologiques du bloom toxique de à Microcystis aeroginosa Kütz (Cyanobactéries) dans le lac du

barrage Lella Takerkoust (Maroc). This de 3ème cycle. Fac. Sc. Semlalia, Marrakech, 219 p.

Schembri, M. A., Neilan, B. A. & Saint, C. P., 2001. Identification of genes implicated in toxin production in the cyanobacterium Cylindrospermopsis raciborskii. Environ. Toxicol. 16, 413-421.

Scheffer, M., Rinaldi, S., Gragnani, A., Mur, L. R. & Van Nes, E. H., 1997. On the dominance of filamentous cyanobacteria in shallow, turbid lakes. Ecology 78(1), 272-282.

Schindler, D. W., 1977. Evolution of phosphorus limitation in lakes. Science, 195, 260-262.

Schriver, P., Boegestrand, J., Jeppesen, E. & Soendergaard, M., 1995. Impact of submerged macrophytes on fish-zooplankton-phytoplankton interactions, large scaleenclosure experiments in a shallow eutrophic lake.Freshw. Biol. 33, 255-270.

Scialabba, N., 1998. FAO guidelines.Environment and Natural Resources Service, FAO, Rome.256 p.

Sedmak, B. & Kosi, G., 1998. The role of microcystins in heavy cyanobacterial bloom formation. J. Plankton Res. 20, 691-708

Sedmak, B. & Elersek, T. 2005. Microcystins induce morphological and physiological changes in selected representative phytoplanktons. Microb. Ecol. 50, 298-305

Shapiro, J., 1997. The role of carbon dioxide in the initiation and maintenance of blue-green dominance in lakes, Freshwater Biology, vol. 37, p. 307-323.

Silva, C., Eguiarte, L. E. & Souza, V., 1999. Reticulated and epidemic population genetic structure of Rhizobium etli biovar phaseoli in a traditionally managed locality in Mexico. Mol. Ecol. 8, 277-287

Singh, D. P., Tyagi, M. B., Kumar, A. & Thakur, J. K., 2001. Antialgal activity of a hepatotoxinproducing cyanobacterium, Microcystis aeruginosa.World J. Microbiol.Biotechnol. 17,15-22

Sipiä, V. O., Kankaanpaa, H. T., Flinkman, J., Lahti, K. & Meriluoto, J. A. O., 2001. Time-dependent accumulation of cyanobacterial hepatotoxins in flounders (Platichthys flesus) and mussels (Mytilus edulis) from the northern Baltic Sea.Environ.Toxicol.16, 330-336

Siren, H., Jussila, M., Liu, H., Peltoniemi, S., Sivonen, K. & Riekkola, M. L., 1999. Separation, purity testing and identification of cyanobacterial hepatotoxins with capillary electrophoresis and electrosparay mass spactrometry. Journal of Chromatography A, 839, 203-215.

Sitoki, L., Kurmayer, R. & Rott, E., 2012. Spatial variation of phytoplankton composition, biovolume, and resulting microcystin concentrations in the Nyanza Gulf (Lake Victoria, Kenya). Hydrobiologia 691, 109–122.

Sivonen, K., 1990. Effects of light, temperature, nitrate, orthophosphate, and bacteria on growth of and hepatotoxin production by Oscillatoria agardhii strains.App. Environ. Microbiol. 56, 2658-2666.

Sivonen, K. & Jones, G., 1999. Cyanobacterial toxins. Dans : Chorus, I. et Bartram, J. (Eds.). Toxic Cyanobacteria in water. A guide to their public Health consequences, monitoring and management. WHO Ed. E & FN SPON. pp 41-111.

Sivonen, K., Himberg, K., Luukkainen, R., Niemelä, S. I., Poon, G. K. & Codd, G. A., 1989. Preliminary characterization of neurotoxic cyanobacteria blooms and strains from Finland.Toxic. Assess. 4, 339-352.

Sivonen, K., Namikoshi, M., Evans, W. R., Fardig, M., Carmichael, W. W. & Rinehart, K. L., 1992. Three new microcystins, cyclic heptapeptide hepatotoxins, from Nostoc sp. strain 152. Chem Res Toxicol 5, 464-469.

Skulberg, O. M., Codd, G. A. & Carmichael, W. W., 1984. Toxic blue-green algal blooms in Europe: A growing problem. Ambio 13, 244-247

Skulberg, O. M., Carmichael, W. W., Andersen, R. A., Matsunaga, S., Moore, R. E. & Skulberg, R., 1992. Investigations of a neurotoxic Oscillatorialean strain (Cyanophyceae) and its toxin. Isolation and characterization of homoanatoxin-a. Environ. Toxicol. Chem. 11, 321-329.

Smith, V. H., 1983. Low nitrogen to phosphorus ratios favor dominance by blue-green algae in Lake Phytoplankton. Science, 221, 669-671.

Smith, J. L. & Haney, J. F., 2006. Foodweb transfer, accumulation, and depuration of microcystins, a cyanobacterial toxin in pumpkinseed sunfish (Lepomis gibbosus). Toxicon 48, 580-589

Solheim, B., Wiggen, H., Roberg, S. & Spaink, H. P., 2004. Associations between arctic cyanobacteria and mosses. Symbiosis 37, 169-187

Sommaruga, R., Chen, Y. & Liu, Z., 2009. Multiple strategies of bloom-forming Microcystis to minimize damage by solar ultraviolet radiation in surface waters.Microbial ecology 57, 667–74.

Sommer, U., 1989. Nutrient status and nutrient competition of phytoplankton in a shallow, hypertrophic lake. Limnol. Oceangr. 34, 1162-1173.

SONADER, 2004. Expertise pour l'Auscultation du Barrage et le Suivi de l'Envasement de la retenue de Foum Gleita. Rapport final provisoire. LAHMEYER INTERNATIONAL/ SCET-Rim. Nouakchott. Mauritanie. 74 p.

Song, K. Y., Lim, I. K., Park, S. C., Lee, S. O., Park, H. S., Choi, Y. K. & Hyun, B. H., 1999. Effect of nodularin on the expression of glutathione S-transferase placental form and proliferating cell nuclear antigen in N-nitrosodiethylamine initiated hepatocarcinogenesis in the male Fischer 344 rat, Carcinogenesis 20, 1541-1548.

Sotton, B., 2012. Mise en évidence des voies de transfert des cyanotoxines dans les lacs périalpins et implications dans les réponses physiologiques des poissons exposés. Thèse Biodiversité, Ecologie, Environnement. Université de Grenoble. 187 p.

Spoof, L., Klimova, S., Mikhailov, A., Eriksson, J. E. & Meriluoto, J. 2003. Synthesis and organotropism of 3H-dihydro derivatives of the cyanobacterial peptide hepatotoxin nodularin. Toxicon 41, 153-162.

Stanier, R. Y. & Cohen-Bazire, G., 1977. Phototrophic prokaryotes: the cyanobacteria. Annual review of microbiology 31, 225–74.

Stanier, R. Y., Sistrom, W. R., Hansen, T. A., Whitton, B. A., Casthenolz, R. W., Pfennig, N., Gorlenko, V. N., Kondrateva, E. N., Eimhjellen, K. E., Whittenbury, R., Gherna, R. L. & Truper, H. G., 1978. Proposal to Place the Nomenclature of the Cyanobacteria (Blue-Green Algae) Under the Rules of the International Code of Nomenclature of Bacteria. International Journal of Systematic Bacteriology 28, 335–336.

Starmach, K., 1966. Cyanophyta: sinice, Glaucophyta - glaukofity Flora slodkow. Warszawa, Polsky, 808 p.

Steinberg, C. E. W. & Hartmann, H. M., 1988. Planktonic bloom-forming cyanobacteria and the eutrophication of lakes and rivers. Freshwater Biol. 20, 279-287

Stevens, J. R. & Tibayrenc, M., 1996. Trypanosoma brucei sl: Evolution, linkage and the clonality debate. Parasitology 112, 481-488

Stewart, I., Webb, P. M., Schluter, P. J., et *al*., 2005. Recreational and occupational field exposure to freshwater cyanobacteria– a review of anecdotal and case reports, epidemiological studies and the challenges for epidemiologic assessment.Environ Health. 5(1), 6.

Steffen, M., MBelisle, B. S., Watson, S. B., Boyer, G. L. & Wilhelm, S. W., 2014. Status, causes and controls of cyanobacterial blooms in Lake Erie. J. Great Lakes Res., 40, 215-225.

Stickney, H. L., Hood, R. R. & Stoecker, D. K., 2000. The impact of mixotrophy on planktonic marine ecosystems. Ecol. Model. 125 (2-3), 203-203.

Steinberg, C. E. W. & Gruhl, E., 1992. Physical measures to inhibit planktonic Cyanobacteria. In Eutrophication: Research and Application to Water Supply (Eds: Sutcliffe D.W. and Jones J.G.), Freshwat. Biological Association, London.

Steinberg, C. E. W. & Hartmann, H. M., 1998. Planktonic bloom-forming cyanobacteria and the eutrophication of lakes and rivers. Freshwat. Biol. 20, 279-287.

Suganuma, M., Fujiki, H., Sugiri, H., Yoshizawa, S., Hirota, M., Nakayasu, M., Ojika, M., Wakamatsu, K., Yamada, K. & Sugimura, T., 1988. Okadaic acid: an additional non-phorbol-12-tetradecanoate-13-acetate typ tumor promoter, Proc. Nat. Acad. Sci. USA 85, 1768-1771.

Sukenik, A., Hadas, O., Kaplan, A. & Quesada, A., 2012. Invasion of Nostocales (Cyanobacteria) to Suptropical and Temperate Freshwater Lakes- Physiological, Regional, and global driving forces. Frontiers Microbiol., 3, 86.

Svircev, Z., Drobac, D., Tokodi, N. & Mijovic, B., 2017. Toxicoloy of microcystins with reference to cases of human intoxications and epidemiological investigations of exposures to cyanobacteria and cyanotoxins. Arch. Toxicol., 91, 621-650.

Takenaka, S. & Watanabe, M. F., 1997. Microcystin-LR degradation by Pseudomonas aeruginosa alkaline protease. Chemosphere 34 (4), 749-757.

Taranu, Z. E., Pick, F. R., Creed, I. F., Zestepa, A. & Watson, S. B., 2019. Meteorological and nutrient conditions influence microcystin congeners in freshwaters. Toxins, 11, 620.

Taylor, T. N., Hass, H. & Kerp, H., 1997. A cyanolichen from the Lower Devonian Rhynie chert. Am. J. Bot. 84, 992-1004

Te, S. H. & Gin, K. Y. H., 2011. The dynamics of cyanobacteria and microcystin production in a tropical reservoir of Singapore. Harmful Algae 10 (2011) 319–329.

Teixera, M. G. L. C., Cotsa, M. C. N., Carvalho, V. L. P., Pereira, M. S. & Hage., E., 1993. Bulletin of the Pan American Health organization 27, 244-253.

Tendaupenyu, P., 2012. Nutrient limitation of phytoplankton in five impoundments on the Manyame River, Zimbabwe. Water SA 38 (1), 97–104.

Tencalla, F. G., Dietrich, D. R. & Schlatter, C., 1994. Toxicity of Microcystis aeruginosa peptide toxin to yearling rainbow trout (Oncorhynchus mykiss).Aquat.Toxicol. 30(3), 215-224.

Terao, K., Ohmori, S., Igarashi, K., Ohtani, I., Watanabe, M. F., Harada, K. I., Ito, E. & Watanabe, M., 1994. Electron microscopic studies on experimental poisoning in mice 202 induced by cylindrospermopsin isolated from blue-green alga Umezakia natans. Toxicon 32, 833-843.

Testai, E., Scardala, S., Vichi, S., Buratti, F. M. & Funari, E., 2016. A Risk to human health associated with the environmental occurrence of cyanobacterial neurotoxic alkaloids anatoxins and saxitoxins. Crit. Rev. Toxicol. 46, 385-419.

Testard, P., 1983. Le lac de Créteil : un lac de sabliére peu profond. In « Problémes d'écologie, Ecosystémes limniques » Lamotte, M. & Bourliére, F.

Thebault, L. & Lesne, J. P., 1995. Les toxines des cyanobactéries : quels risques pour la santé. TSM 12, 937-940.

Thomazeau, S., 2006. Diversité phylogénétique et toxinique de cyanobactéries du SÉNÉGAL ET DU Burkina Faso. Mémoire de Master 2 Sciences de l'Univers, Environnement, Ecologie. Université Pierre & Marie Curie - Paris 6. France. 44 p.

Thostrup, L. & Christoffersen, K., 1999. Accumulation of microcystin in Daphnia magna feeding on toxic Microcystis. Arch. Hydrobiol. 145, 447-467.

Tillett, D., Dittmann, E., Erhard, M., Von Döhren, H., Börner, T. & Neilan, B. A., 2000. Structural organization of microcystin biosynthesis in Microcystis aeruginosa PCC7806: an integrated peptide-polyketide synthetase system. Chem. Biol. 7(10), 753-764.

Tillett, D., Parker, D. L. & Neilan, B. A., 2001. Detection of toxigenicity by a probe for the microcystin synthetase A gene (*mcyA*) of the cyanobacterial genus Microcystis, comparison of toxicities with 16S rRNA and phycocyanin operon (phycocyanin intergenic spacer) phylogenies. Appl. Environ. Microbiol. 67(6), 2810-2818.

Tisdale, E. S., 1931. Epidemic of intestinal disorders in Charleston, W. Va., occurring simultaneously with unprecedented water supply conditions. American Journal of Public Health 21, 198–200.

Tisseer, F. A., Tanimu, Y. & Chia, A. M., 2008. Seasonal occurrence of algae and physicochemical parameters of Samaru stream, Zaria, Nigeria. J Asian Earth Sci. 1(1), 31–37.

Treyture, C. L., Jacques-Barbe, J. & Dutartre, A., 2007. Protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation et d'observation du phytoplancton en plan d'eau. Cemagref. Département milieux Aquatiques. Unité Réseaux, Epuration et Qualité des Eaux, groupement de Bordeaux, pp. 19.

Trimbee, A. M. & Prepas, E. E., 1987. Evaluation of total phosphorus as a predictor of relative biomass of blue-green algae with emphasis on Alberta lakes. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 14, 1337-1342.

Trogen, G. B., Annila, A., Eriksson, J., Kontteli, M., Meriluoto, J., Sethson, I., Zdunek, J. & Edlund, U., 1996. Conformational studies of microcystin-LR using NMR spectroscopy and molecular dynamics calculations. Biochemistry 35, 3197-205.

Trogen, G. B., Edlund, U., Larsson, G. & Sethson, I., 1998. The solution NMR structure of a blue-green algae hepatotoxin, microcystin-RR--a comparison with the structure of microcystin-LR.Eur J Biochem 258, 301-12.

Trott, D. J., Oxberry, S. L. & Hampson, D. J. 1997. Evidence for Serpulina hyodysenteriae being recombinant, with an epidemic population structure. Microbiology-(UK) 143, 3357-3365

Tsavkelova, E. A., Lobakova, E. S., Kolomeĭtseva, G. L., Cherdyntseva, T. A. & Netrusov, A. I., 2003a. Associative cyanobacteria isolated from the roots of epiphytic orchids. Microbiologia 72(1), 105-110.

Tsavkelova, E. A., Lobakova, E. S., Kolomeĭtseva, G. L., Cherdyntseva, T. A. & Netrusov, A. I., 2003b. Localization of associative cyanobacteria on the roots of epiphytic orchids. Mikrobiologiia.72 (1), 99-104.

Tsuji, K., Naito, F., Watanabe, M. F. & Suzuki, S., 1994. A cleau-up method for analysis of trace amounts of microcystins in lake water. Toxicon 32, 1251-1259.

Tsuji, K., Watanuki, T., Kondo, F., Watanabe, M. F., Nakazawa, H., Suzuki, M., Uchida, H. & Harada K.-I., 1997. Stability of microcystins from cyanobacteria-IV.Effect of chlorination on decomposition. Toxicon, 35, 1033-1041.

Tubaro, A., Florio, C., Luxich, E., Sosa, S., Della Loggia, R. & Yasumoto, T., 1996. A protein phosphatase 2A inhibition assay for fast and sensitive assessment of okadaic acid contamination in mussels. Toxicon, 34, 743-752.

Turki, S., 1995. La retenue du barrage de Bir M'Chegua : facteurs hydrologiques et biomasses planctoniques. Diplôme d'Etudes Approfondies. 127 p.

Turki, S., 2002. Contribution à l'étude bio-écologique des rotifères, cladocères, copépodes des eaux continentales tunisiennes et dynamique saisonnière du zooplancton de la retenue de barrage Bir M'chergua. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques. Université de Tunis El Manar / INSTM. 225 p.

Turner, P. C., Gammie, A. J., Hollinrake, K. & Codd, G. A., 1990. Pneumonia associated with cyanobacteria. Br Med J, 300, 1440-1441.

Twiss, M. R., Auclair, J. & Charlton, M. N., 2000. An investigation into iron-stimulated phytoplankton productivity in epipelagic Lake Erie during thermal stratification using trace metal clean techniques. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 57, 86–95.

Ueno, Y., 1996. Detection of microcystins, a blue-green algal hepatotoxin, in drinking water sampled in Haimen and Fusui, endemic areas of primary liver cancer in China, by highly sensitive immunoassay. Carcinogenesis, 17(6),1317-1321

Utermöhl, H., 1958. On the perfection of quantitative phytoplankton method. Int. Ass. Theo.Appl. Limnol. Commun. 9, 1-38.

Utkilen, H. & Gjolme, N., 1995. Iron-stimulated toxin production in Microcystis aeruginosa. Appl. Environ. Microbiol. 61(2), 797-800.

Vakeria, D., Codd, G. A., Bell, S. G., Beattie, K. A. & Priestley, I. M., 1985. Toxicity and extrachromosomal DNA in strains of the cyanobacterium Microcystis aeruginosa. FEMS Microbiol.Lett. 29 (1-2), 69-72.

Vale, P., Rangel, I. S., Silva, B., Coelho, P. & Vilar, A., 2009. Atypical profiles of paralytic shellfish poisoning toxins in shellfish from Luanda and Mussulo Bays, Angola. Toxicon 53, 176–183.

Valentine, M. B., 2004. Floraisons de cyanobactéries au lac Saint-Augustin, dynamique à court terme et stratification. Université Laval Québec. pp.105

Van Apeldoorn, M. E., Van Egmond, H. P., Speijers G. J. A. & Bakker, G. J. I., 2007. Toxins of cyanobacteria. Molecular Nutrition & Food Research 51, 7–60

Van Asten, P. J. A., Barbie´Ro, L., Wopereis, M. C. S., Maeght, J. L. & Van Der Zee, S. E. A. T. M., 2002. Actual and potential salt-related soil degradation in an irrigated rice scheme in the Sahelian zone of Mauritania.Research article. Agricultural Water Management 60 (2003) 13–32. Elsevier.20 p.

Van Der Westhuizen, A. J. & Eloff, J. N., 1983. Effect of culture age and pH of culture medium on the growth and toxicity of the blue-green alga Microcystis aeruginosa. Z. Pflanzenphysiol. 110(S), 157-163.

Van De Waal, D. B., Verspagen, J. M. H., Lurling, M., Van Donk, E., Visser, P. M. & Huisman, J., 2009. The ecological stoichiometry of toxins produced by harmful cyanobacteria: an experimental test of the carbon-nutrient balance hypothesis. Ecology letter 12, 1326-1335.

Van Halderen, A., Harding, W. R., Wessels, J. C., Schneider, D. J., Heine, E. W., Van Der Merwe, J. & Fourie, J. M., 1995. Cyanobacterial (blue-green algae) poisoning of livestock in the Western Cape Province of South Africa. J S Afr Vet Assoc. 66 (4), 260-264.

Vanni, M. J. & Temte, J., 1990. Seasonal patterns of grazing and nutrient limitation of phytoplankton in a eutrophic lake. Limnol. Oceanogr. 35, 697-709.

Vezie, C., Brient, L., Sivonen, K., Bertru, G., Lefeuvre, J. C. & Salkinoja-Salonen, M., 1998. Variation of microcystin content of cyanobacterial blooms and isolated strains in Lake Grand-Lieu (France). Microb. Ecol. 35, 126-135.

Viaggiu, I., Melchiorre, S., Volpi, F., Di Corcia, A., Mancini, R., Garibaldi, L., Crichigno, G. & Bruno, M., 2004. Anatoxin-a toxin in the cyanobactreium Planktothrix rubescens from a fishing pond in northern Italy.Environ. Toxicol.19, 191-197.

Visser, P. M., Ibelings, B. W., Vanderveer, B., Koedood, J. & Mur, L. R., 1996a. Artificial mixing prevents nuisance blooms of the cyanobacterium Microcystis in Lake Nieuwe Meer, the Netherlands. Freshwater Biol. 36, 435-450

Visser, P. M., Passarge, J. & Mur, L. R., 1996b. Modelling vertical migration of the cyanobacterium Microcystis. Hydrobiologia 349, 99-109

Visser, P. M., Passarge, J. & Mur, L. R., 1997. Modeling vertical migration of the cyanobacterium Microcystis. Hydrobiologia 349, 99-109.

Visser, P. M., Verspagen, J. M. H., Sandrini, G., Sta, L. J., Matthijs, H. C. P., Paerl, H. W. & Huisman, J., 2016. How rising CO2 and global warming may stimulate harmful cyanobacterial blooms. Harmful Algae 54, 145-159.

Vollenweider, R. A., 1969. A manual on methods for measuring primary production in aquatic environments. I.B.P. HandbooK N°12, Blackwell, Oxf. Et Edin. 213 p.

Vranješ, N. & Jovanović, M., 2011. Cyanotoxins: a dermatological problem. Arch Oncol. 9(3-4), 64-66.

Vrede, T. & Tranvik, J. L., 2006. Iron Constraints on Planktonic Primary Production in Oligotrophic Lakes. Ecosystems, 9, 1094–1105.

Wacklin, P., Hoffmann, L. & Komárek, J., 2009. Nomenclatural validation of the genetically revised cyanobacterial genus Dolichospermum (Ralfs ex Bornet and Flahault) comb. nova. Fottea, 9, 59-64.

Walsby, A. E., Hayes, P. K., Boje, R. & Stal, L. J., 1997. The selective advantage of buoyancy provided by gas vesicles for planktonic cyanobacteria in the Baltic Sea. New Phytol. 136, 407-417.

Walsby, A. E., Schanz, F. & Schmid, M., 2006. The Burgundy-blood phenomenon: a model of buoyancy change explains autumnal waterblooms by Planktothrix rubescens in Lake Zürich. New Phytologist 169, 109–22.

Wang, X. Q., Jiang, H. B. & Qiu, B. S., 2015. Effects of iron availability on competition between Microcystis and Pseudanabaena or Chlorella species. Eur. J. Phycol. 50, 260-270.

Ward, C. J., Beattie, K. A., Lee, E. Y. C. & Codd, G. A., 1997. Colorimetric protein phosphatase inhibition assay of laboratory strains and natural blooms of cyanobacteria: comparaison with high-parformance liquid chromatography analysis for microcystins. FEMS Microbilogy Letters 153, 465-473.

Watanabe, M. F. & Oishi, S., 1985. Effects of environmental factors on toxicity of a cyanobacterium (Microcystis aeruginosa) under culture conditions. App. Environ. Microbiol. 49, 1342-1344.

Watanabe, M. F., Tsujimura, S., Oishi, S., Niki, T. & Namikoshi, M., 2003. Isolation and identification of homoanatoxin-a from a toxin strain of the cyanobacterium Raphidiopsis, mediterranea Skuja solated from Lake Biwa, Japan. Phycologia 42, 364-369.

Watanabe, M. M., Kaya, K. & Takamura. N., 1992. Fate of the toxic cyclic hepatpeptides, the Microcystins, from blooms of Microcystis (Cyanobacteria) in a hypertrophic lake. Journal of Phycology 28, 761–767.

Watson, S. B., McCauley, E. & Downing, J. A., 1997. Patterns in phytoplankton taxonomic composition across temperate lakes of differing nutrient status. Limnol. Oceanogr. 42, 487-495.

Weise, G., Drews, G., Jann, B. & Jann, K., 1970. Identification and analysis of lipopolysaccharide in cell walls of the blue-green algae Anacystis nidulans. Arch. Microbiol. 71, 89-98.

Weiss, J. & Liebert, H. P., 1998. O¨kophysiologische Untersuchungen zur Interaktion von Microcystis and Lemna in co-kulturen.Poster-abstract, Botanikertagung Bremen, 30.80.06.09.

Weiss, J., Libert, H. P. & Braune, W., 2000. Influence of microcystin-RR on growth and photosynthetic capacity of the duckweed Lemna minor L. J. Appl. Bot. 74, 100–105.

WHO, 1998. Guidelines for drinking-water quality. Addendum to vol. 2 Geneva: World Health Organisation.

Wiegand, C., Peuthert, A., Pflugmacher, S. & Carmeli, S., 2002. Effects of Microcin SF608 and Microcystin-LR, two cyanotobacterial compounds produced by Microcystis sp., on aquatic organisms. Environ. Toxicol. 17, 400–406.

Willén, E., Ahlgren, G., Tilahun, G., Spoof, L., Neffling, M. & Meriluoto, J., 2011. Cyanotoxin production in seven ethiopian rift valley lakes. Inland Waters 1, 89–91.

Woese, C. R., 1987. Bacterialevolution.Microbiol Rev. 51, 221-271.

Wolk, C. P., 1996. Heterocyst formation. Annu Rev Genet. 30, 59-78.

Wicks, R. J. & Thiel, P. G., 1990. Environmental factors affecting the production of peptide toxins in floating scums of cyanobacterium Microcystis aeruginosa in a hypertrophic African reservoir. Environ. Sci. Tech. 24, 1413-1418.

Willén, T. & Mattsson, R., 1997. Water- blooming and toxin producing cyanobacteria in Swedish fresh and bracish waters, 1981-1995. Hydrobiologia 353, 181-192.

Winkler, L.W., 1888. Die besistimmung des in wasser gelosten sanerstoffen. Berichte der deutsche chemischen geschlschaft, 21, 2542-2855

Wurtsbaugh, W. A., Paerl H. W. & Dodds, W. K., 2019. Nutrients, eutrophication and harmful algal blooms along the freshwater to marine continuum. WIREs Water 6, e1373.

Xie, L. Q., Yokoyama, A., Nakamura, K. & Park, H., 2007. Accumulation of microcystins in various organs of the freshwater snail Sinotaia histrica and three fishes in a temperate lake, the eutrophic Lake Suwa, Japan. Toxicon 49, 646-652

Xie, L., Xie P., Guo, L., Li, L., Miyabara, Y. & Park, H.-D., 2005. Organ distribution and bioaccumulation of microcystins in freshwater fish at different trophic levels from the eutrophic Lake Chaohu, China. Environmental Toxicology 20, 293–300.

Xu, H., Paerl, H. W., Qin, B., Zhu, G., Hall, N. S. & Wu, Y., 2015. Determining critical nutrient thresholds needed to control harmful cyanobacterial blooms in eutrophic Lake Taihu, China. Environ. Sci. Tech. 49, 1051-1059.

Xu, Y., Wang, G., Yang, W. & Li, R., 2010. Dynamics of the water bloomforming Microcystis and its relationship with physicochemical factors in Lake Xuanwu (China). Environ. Sci. Pollut. Res. 17, 1581-1590.

Yamasaki, S., 1993. Probable effects of algal bloom on the growth of Phragmites Australis (Cav). Plant Res. 106, 113–120.

Yang, Z., Buley, P. R., Fernandez-Figueroa, G. E., Barros, U. G. M., Rajendran, S. & Wilson, E. A., 2018. Hydrogen peroxide treatment promotes chlorophytes over toxic cyanobacteria in a hyper-eutrophic aquaculture pond. Environ. Pollut. 240, 590-598.

Yin, L., Huang, J., Li, D. & Liu, Y., 2005. Microcytin-RR uptake and its effects on Valisneria Natants.Environ. Toxicol. 20, 308–313.

Za, M., Carmichael, W. W. & Hussein, A. A., 2003. Estimation of microcystins in the freshwater fish Oreochromis niloticus, Egyptian fish farm containing a Microcystis bloom. Environ. Toxicol. 18, 137-141.

Zehr, J. P., Waterbury, J. B., Turner, P. J., Montoya, J. P., Omoregie, E., Steward, G. F., Hansen, A. & Karl, D. M., 2001. Unicellular cyanobacteria fix N2 in the subtropical North Pacific Ocean. Nature 412, 635-638

Zhang, D. W., Xie, P., Liu, Y. Q. & Qiu, T., 2009. Transfer, distribution and bioaccumulation of microcystins in the aquatic food web in Lake Taihu, China, with potential risks to human health. Sci. Total Environ. 407, 2191-2199

Zeitzschel, B., 1978. Phytoplankton manual: Monographs on oceanographic methodology-Unesco: 1-6.

Zerrifi, E. S., Mugani, R., Redouane, E.-M., El Khalloufi, F., Campos, A., Vasconcelos, V. & Oudra B., 2020a. Harmful Cyanobacterial Blooms (HCBs): innovative green bioremediation process based on anti‑cyanobacteria bioactive natural products. Archives of Microbiology. 18 p.

Zerrifi, E. S., Redouane, E.-M., Mugani, R., Ribeiro, I., Carvalho, F. M, Campos, A., Barakate, B., Vasconcelos, V., Oudra B. & El Khalloufi, F., 2020b. Moroccan actinobacteria with promising activity against toxic cyanobacteria Microcystis aeruginosa. Environmental Science and Pollution Research. 11 p..

Zimba, P. V, Khoo, L., Gaunt, P., Carmichael, W. W. & Brittain, S., 2001. Confirmation of catfish mortality from Microcystis toxins. J. Fish. Dis. 24, 41-47.

Zubkov, M. V., Fuchs, B. M., Tarran, G. A., Burkill, P. H. & Amann, R., 2003. High rate of uptake of organic nitrogen compounds by Prochlorococcus cyanobacteria as a key to their dominance in oligotrophic oceanic waters. Appl Environ Microbiol. 69 (2), 1299-1304.

Zurawell, R. W., Kotak, B. G. & Prepas E. E., 1999. Influence of lake trophic status on the occurrence of microcystin-LR in the tissue of pulmonate snails. Freshw.Biol. 42, 707- 718.

Total des références utilisées : 620 références

ABSTRACT

For the first time, the Foum-Gleita reservoir was subject of regular monthly sampling during 12 months, from September 1, 2017 to August 31, 2018, in order to study the spatiotemporal variations of its cyanobacteria biodiversity and their toxins as well as environmental factors that may control their development. The average values obtained from the physicochemical analyzes showed waters: relatively warm (27.9 °C at surface and 24.2 °C at bottom), relatively aerated at surface and close to anoxia at bottom (DO in mg/L: 9.06 at surface and 4.24 at bottom), relatively rich in nitrogen and phosphorus elements (DIN in mg/L: 3.86 at surface and 5.07 at bottom; TP in mg/L: 0.35 at surface and 0.43 at bottom), with a trophic state index (TSI Carlson) ranging from 70 to 80, characterizing the reservoir prospected as hypereutrophic. The Inverted microscopy analyzes of phytoplankton and the estimation of cyanobacterial biovolumes allowed the identification of 8 cyanobacterial genera (*Microcystis*, *Gloeocapsa*, *Chroococcus*, *Dolichospermum*, *Oscillatoria*, *Planktothrix*, *Lyngbya*, and *Spirulina*), five of them are recognized as potentially toxic (*Microcystis*, *Dolichospermum*, *Oscillatoria*, and *Planktothrix*) and are dominated by the two species *Microcystis aeruginosa* and *Dolichospermum flos-aqua*e during the warm season (May-September). The analysis of microcystins by high performance liquid chromatography-tandem mass spectrometry (HPLC/MS) revealed the presence of the only most toxic variant, Microcystin-LR (MC-LR). The concentration of MC-LR in surface water samples, during the cyanobacterial blooms, was consistently high (5.64 µg/L), exceeding 5-times the World Health Organization drinking water limit (1 µg/L); however, that of deep water was much lower (0.83 µg/L). The statistical analyzes using Pearson's correlation and multiple linear regression (MLR) have shown that the most influential factors on the abundance of *Microcystis aeruginosa* and *Dolichospermum flos-aqua*e species and the variation of MC-LR concentrations in the waters of Foum-Gleita reservoir were the total phosphorus (TP), dissolved inorganic nitogen (DIN) and iron (Fe) concentrations and the water temperature and pH.

Keywords: *Dolichospermum*, *Microcystis*, Microcystins-LR, Foum-Gleita, Mauritania.

RESUME

Pour la première fois, la retenue du barrage de Foum-Gleita a fait l'objet d'un échantillonnage mensuel régulier s'étendant sur 12 mois, du 1er septembre 2017 au 31 août 2018, afin d'étudier les variations spatiotemporelles de sa biodiversité en cyanobactéries et de leurs toxines ainsi que les facteurs environnementaux susceptibles de contrôler leur développement. Les valeurs moyennes issues des analyses physico-chimiques ont montré des eaux relativement chaudes (T° : 27,9 °C en surface et 24,2 °C au fond), relativement aérées en surface et proches de l'anoxie au fond (DO en mg/L: 9,06 en surface et 4,24 au fond), relativement riches en éléments azotés et phosphorés (DIN en mg/L: 3,86 en surface et 5,07 au fond ; TP en mg/L : 0,35 en surface et 0,43 au fond), avec un indice d'eutrophisation TSI-Carlson allant de 70 à 80 caractérisant la retenue prospectée comme hypereutrophe. L'analyse du phytoplancton par microscopie inversée et l'estimation du biovolume de cyanobactéries ont permis d'identifier 8 genres de cyanobactéries (*Microcystis, Gloeocapsa, Chroococcus, Dolichospermum, Oscillatoria, Planktothrix, Lyngbya,* et *Spirulina*), cinq d'entre eux sont reconnus comme potentiellement toxiques (*Microcystis, Dolichospermum, Oscillatoria,* et *Planktothrix*) et sont dominés par les espèces *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* durant la saison chaude (mai à septembre). L'analyse des microcystines par chromatographie liquide haute performance couplée à la spectrométrie de masse en tandem (HPLC/MS) a révélé la présence d'un seul variant le plus toxique, la Microcystine-LR (MC-LR), avec une concentration constamment élevée dans les échantillons d'eau de surface, en période de blooms (5,64 µg/L), dépassant 5 fois la limite de l'Organisation Mondiale de la Santé pour l'eau potable (1 µg/L) ; cependant, celle des échantillons d'eau profonde était beaucoup plus faible (0,83 µg/L). Les analyses statistiques utilisant la corrélation de Pearson et la régression linéaire multiple (MLR) ont montré que les facteurs limnologiques les plus influents sur l'abondance des espèces *Microcystis aeruginosa* et *Dolichospermum flos-aquae* et la variation des concentrations de MC-LR dans les eaux de la retenue du barrage de Foum-Gleita étaient les concentrations du phosphore total (TP), d'azote inorganique dissous (DIN) et du fer (Fe) ainsi que la température et le pH de l'eau.

***Mots-clés* :** *Dolichospermum, Microcystis*, Microcystin-LR, Foum-Gleita, Mauritanie.