

THESE

Pour l'obtention du grade de
Docteur délivré par Aix-Marseille-Université

Ecole Doctorale n°251 : Sciences de l'Environnement

Discipline : Géosciences de l'Environnement

Présentée par

REMADJI RIRONGARTI

**Etude des diatomées actuelles des lacs du Tchad :
Taxonomie, Diversité et Calibration**

Sous la direction de Dr Florence SYLVESTRE

Thèse soutenue publiquement le 16 décembre 2019 devant le jury composé de :

Professeur Marie-Elodie PERGA, Université de Lausanne	Rapporteur
Dr Christine COCQUYT, Jardin botanique de Meise	Rapporteur
Professeur Suzanne LEROY, Aix-Marseille Université	Examineur
Professeur Jean-Claude DOUMNANG, Université de N'Djamena	Examineur
Dr Frédéric RIMET, Ingénieur d'Etudes INRA Thonon-Les-Bains	Examineur
Dr Christine PAILLES, CNRS CEREGE	Invitée
Dr Florence SYLVESTRE, IRD CEREGE	Directrice de thèse

Je dédie ce mémoire à toi mon fils

Noubaïssedji Allagabaye Anaël

pour tout ce que tu as enduré...

REMERCIEMENTS

Ecrire un mémoire de thèse n'est pas un « long fleuve tranquille » ! D'un côté, on est encore un « petit étudiant », avec beaucoup de choses à apprendre ; de l'autre, il nous faut commencer à écrire (et à défendre) des articles comme un scientifique aguerri. En première année, on ne sait pas trop ce que l'on doit faire ; en dernière année, on cherche désespérément le temps de faire tout ce que l'on a prévu donc il faut s'adapter et ce n'est pas toujours facile. Heureusement, je n'étais pas toute seule dans cette grande aventure et il est bien normal qu'à la fin il faut prendre le temps de remercier toutes celles et tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin. Je me lance donc, en espérant oublier personne !

Je remercie très chaleureusement les membres de mon jury qui m'ont fait l'honneur d'évaluer mon travail : Professeur Marie-Elodie PERGA, Dr Christine COCQUYT, Dr Suzanne LEROY, Professeur Jean-Claude DOUMNANG et Dr Frédéric RIMET.

Je remercie également le CEREGE et son directeur Professeur Olivier Bellier pour son accueil et la mise à disposition de tous les moyens pour la réalisation de ce travail.

Je remercie toute l'équipe de l'Ambassade de France au Tchad pour leur aide et leur soutien. Mes remerciements les plus sincères vont à l'endroit du Service de Coopération et d'Action Culturelle qui par son soutien avec la bourse du gouvernement français que j'ai obtenu tout au long de mes années de thèse et pour leur aide dans la mise en place logistique de mes séjours en France.

Je remercie très chaleureusement le Ministère de l'Enseignement Supérieur, de la Recherche et de l'Innovation du Tchad en particulier à l'ex Ministre Monsieur Makaye Hassane TAISSO et à l'actuel Ministre Monsieur David HOUDEINGAR NGARIMADEN.

Je remercie également le Centre National de la Recherche et du Développement du Tchad (CNRD) et l'Université de N'Djamena.

Mes remerciements vont à l'endroit de mon encadrante, Florence SYLVESTRE. Merci de m'avoir fait confiance dès le master, lorsque vous avez encadré mon premier stage de recherche au CEREGE. Merci de m'avoir transmis le « virus » des diatomées, grâce à vous j'ai connu ce monde merveilleux ! Ce n'est pas facile d'encadrer une femme, moins encore une mère, je vous remercie de l'aide que vous m'avez apporté et de la patience dont vous avez fait preuve au cours de ces années de thèse. Je vous dois beaucoup tant scientifiquement qu'humainement.

Merci à ma « jumelle » Christine PAILLES pour tout ce qu'elle m'a appris sur les diatomées en particulier sur la détermination taxonomique des diatomées. Merci à Françoise CHALIE pour m'avoir appris à traiter mes résultats à l'aide des analyses statistiques multivariées. Merci à toutes les trois pour les discussions scientifiques que nous avons pu avoir et vos multiples conseils et encouragements qui m'ont aidé à tenir jusqu'au bout. Vous avez toujours été disponibles pour moi dans mes travaux tout comme dans la dimension « psychologique » d'une thèse dans les moments les plus difficiles, soyez-en remerciées du fond du cœur.

Je serai la plus ingrate des ingrats si je n'adresse pas mes sincères remerciements au Professeur Jean-Claude DOUMNANG grâce à qui j'ai rencontré Florence SYLVESTRE. « Prof » comme j'aime vous appeler affectueusement, Dieu vous le rendra au centuple. Je n'oublie pas mon collègue Abdallah MAHAMAT NOUR pour les échantillonnages sur le lac Tchad, la réalisation des cartes, les conseils, les encouragements, merci mon frère ! Merci à Chloé POULIN, tu as été aussi d'une grande aide pour moi dans cette aventure.

Un grand merci à Wulfran BARTHELEMY et Hélène MARIOT pour les analyses chimiques des eaux ; vous avez rencontré des problèmes analytiques pour certains de mes échantillons, vous avez réussi à trouver des solutions pour les résoudre ! Merci pour votre très grande disponibilité et efficacité. Je remercie particulièrement Jean-Charles MAZUR pour son aide lors de la préparation des échantillons de diatomées dans un climat détendu, nos beaux moments de discussion sur le monde, les chants de Tyken Jah Fakoly que tu aimes bien chanter vont me manquer !

Je remercie mes colocataires d'Aix-en-Provence Sophie, Marianna, Camille. Merci à toutes et tous les ceregiennes et les ceregiens que je rencontre dans les couloirs, au restau, à Aix... Je remercie tous mes amis (es) pour leur soutien.

Je remercie mon cher papa RIRONGARTI SAWE, si je suis ce que je suis c'est grâce à tes conseils, je te serai infiniment reconnaissante. Je remercie tous les membres de ma famille et de ma belle-famille pour leur soutien multiforme.

Je tiens à remercier particulièrement et chaleureusement Monsieur Nguéramadji ALLAGABAYE mon époux, mon compagnon, merci pour la confiance malgré la pression de notre société qui pèse sur toi, merci d'avoir pris soin de notre fils. Tu es un papa formidable. Merci à tous ceux qui, de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail et dont les noms ne figurent pas ici.

L'aventure scientifique n'aurait pas eu le même charme sans l'aventure humaine qui l'a accompagnée.

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS.....	I
LISTE DES FIGURES.....	IX
LISTE DES TABLEAUX	XI
INTRODUCTION GENERALE	1
CHAPITRE I : PRESENTATION GENERALE DES SITES.....	7
I.1. LE BASSIN VERSANT DU LAC TCHAD.....	7
I.2. Le lac Tchad actuel	8
I.2.1. Localisation	8
I.2.1. Climat et Végétation.....	10
I.3. Le lac Fitri actuel.....	12
I.3.1. Localisation	12
I.3.2. Hydrologie.....	1
I.3.3. Climat et Végétation.....	1
I.3.4. Agriculture et Elevage	2
I.4. Le lac Iro actuel	3
I.4.1. Localisation	3
I.4.2. Climat et Végétation.....	1
I.4.3. Agriculture, Elevage et Pêche	1
I.5. Les lacs d'Ounianga	1
I.5.1. Localisation	1
I.5.2. Climat	2
I.5.3. Hydrologie et Géologie	3
CHAPITRE II. MATERIEL D'ETUDE ET METHODOLOGIE	6
II.1. Les diatomées.....	6
II.1.1. La cellule	7
II.1.2. Reproduction des diatomees.....	7

II.1.3. Classification des diatomees	8
II.1.4 Répartition géographique et écologie des diatomées	16
II.1.4.1 Habitat	16
II.1.4.2 Salinité	17
II.1.4.3. pH	17
II.1.4.4. Niveau trophique	17
II.1.4.5. Température.....	18
II.1.5. Les différentes utilisations des diatomées	18
II.2. Méthode de prélèvement.....	19
II.3. Préparation des échantillons de diatomées	21
II.4. Montage entre lame et lamelle	22
II.5. Analyse chimique des eaux	22
II.6. Détermination taxonomique des espèces des diatomées	23
II.7. Evaluation de la teneur en diatomées des échantillons	24
II.8 Evaluation de la diversité des peuplements	24
II.9 Evaluation de la variabilité de la composition floristique par les analyses statistiques multivariées.....	25
II.10 Les fonctions de transfert	27
CHAPITRE III : LE LAC IRO	28
III.1. Localisation des échantillons	28
III.2. Les paramètres physico-chimiques	29
III.3. Description de la flore des diatomées.....	30
III.4. La teneur des échantillons en diatomées	31
III.5. Les indices de diversité.....	31
CHAPITRE IV : LE LAC FITRI	32
IV.1 Localisation des échantillons.....	32
IV.2 Les paramètres physico-chimiques	1

IV.3 Description de la flore des diatomées	2
IV.4 La teneur des échantillons en diatomées.....	5
IV.5 Les indices de diversité	6
IV.6 Distribution de la flore des diatomées en fonction de l'environnement aquatique ...	7
IV.6.1 Analyse factorielle des correspondances (AFC)	7
IV.6.2 Analyse canonique des correspondances (ACC).....	10
CHAPITRE V : LE LAC TCHAD	14
V.1. Localisation des échantillons	14
V.2. Les paramètres physico-chimiques	15
V.3. Description de la flore des diatomées	17
V.4. Teneur des sédiments en diatomées	21
V.5. Les indices de diversité.....	22
V.6. Distribution de la flore des diatomées en fonction de l'environnement aquatique ..	24
V.6.1 Analyse factorielle des correspondances (AFC).....	24
V.6.2 Analyse canonique des correspondances	27
CHAPITRE VI : LES LACS D'OUNIANGA	30
ABSTRACT	31
1. INTRODUCTION	32
2. Study site	34
3. Material and Methods.....	35
3.1. Sampling in the field	35
3.2. Laboratory analyses	35
3.3. Quantification of the diatom content of sediments	36
3.4. Diatom population and diversity.....	37
3.5. Distribution of diatoms according to the aquatic environment and the transfer function	37
4. Results	38
4.1. Environmental parameters	38

4.2. The diatom content of sediment.....	39
4.3. Diversity of the diatom flora.....	40
4.4. Diatom flora.....	41
4.5. The relation between diatom flora and hydrochemical parameters	44
5. Discussion.....	47
CONCLUSION.....	49
ACKNOWLEDGEMENTS.....	49
REFERENCES	50
LIST OF FIGURES	52
LIST OF TABLES	52
LIST OF ANNEXES	53
CHAPITRE VII : DISCUSSION GENERALE.....	55
VII.1 Caractéristiques de la flore des diatomées dans les lacs tchadiens.....	55
VII.2 Teneur en diatomées et représentativité des sédiments	58
VII.3 Modélisation de la relation entre les diatomées et les paramètres hydrochimiques des lacs tchadiens.....	60
VII.3.1 Analyse canonique des correspondances	60
VII.2.2 Fonctions de transfert	63
VII.2.3 Optima et Tolérance des taxons de diatomées des lacs tchadiens.....	65
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	72
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	74
ANNEXES.....	84
ANNEXE 1 : TABLEAU DES ESPECES DE DIATOMEES EXPRIMEES EN ABONDANCE ABSOLUE DE TERMINEES DANS LE LAC FITRI.....	84
ANNEXE 2 : TABLEAU DES ESPECES DE DIATOMEES EXPRIMEES EN ABONDANCE ABSOLUE DE TERMINEES DANS LE LAC TCHAD	90

**ANNEXE 3 : TABLEAU DES ESPECES DE DIATOMEES EXPRIMEES EN
ABONDANCE ABSOLUE DETERMINEES DANS LES LACS D'OUNIANGA 105**

**ANNEXE 4 : LISTE TAXONOMIQUE DE TOUTES LES ESPECES IDENTIFIEES
DANS LES LACS IRO, FITRI, TCHAD ET OUNIANGA 114**

ANNEXE 5 : PLANCHES PHOTOGRAPHIQUES..... 134

LISTE DES FIGURES

Figure I. Les cinq grands lacs du Tchad et le gradient climatique de la zone soudanienne jusqu'au Sahara (d'après Raimond et al., 2019)

Figure I.1. Bassin versant du Lac Tchad et ses sous-bassins versants associés. Localisation des lacs Iro, Fitri, Tchad et d'Ounianga. La ligne rose délimite le Bassin du Lac Tchad ; la ligne noire délimite l'extension maximale du lac Tchad au cours de l'Holocène.

Figure I.2. Géomorphologie du lac Tchad, avec les trois grands écosystèmes, cuvettes nord et sud et les archipels (d'après Magrin et Lemoalle, 2014).

Figure I.3. Moyenne mensuelle a) des précipitations, b) des débits du Chari, c) du niveau du lac Tchad observé à la station de Bol (Archipel) sur la période (1950-2001).

Figure I.4. Localisation A) du bassin versant du lac Fitri et B) du lac Fitri (janvier 2016)

Figure I.5. Carte du bassin versant et de localisation du lac Iro

Figure I.6. Localisation des deux groupes de lacs (A) et emplacement des points de prélèvement pour l'étude à Ounianga Kebir (B) et Ounianga Serir (C)

Figure I.7. Schéma du fonctionnement hydrologique du système Ounianga Serir (d'après Poulin, 2018, modifié). Le pH et la conductivité ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) ont été mesurés *in situ* au cours de la mission d'échantillonnage de 2016.

Figure II.1. Photographie au microscope électronique à balayage d'un frustule d'une diatomée du genre *Achnanthes* (source : www.pays-de-la-loire.developpement-durable.gouv.fr)

Figure II.2: (A) Benne à sédiment de type ponar et (B) analyseur d'eau multiparamètre portable WTW multi 350i

Figure III.1. Lac Iro : Localisation des échantillons prélevés dans le lac Iro

Figure III.2. Lac Iro : Abondance relative des espèces de diatomées dominantes dans les échantillons de sédiments et de filets (A) et dans les échantillons prélevés sur macrophytes (B).

Figure IV.1. Lac Fitri : Localisation des échantillons prélevés dans le lac Fitri

Figure IV.2. Lac Fitri : Caractéristiques chimiques (éléments majeurs) du lac Fitri

Figure IV.3. Lac Fitri : Abondance relative des espèces de diatomées dominantes

Figure IV.4. Lac Fitri : Représentation graphique de la teneur des sédiments en diatomées.

Figure IV.5. Lac Fitri : Plan factoriel 1-2

Figure IV.6. Lac Fitri : Plan factoriel 2-3

Figure IV.7. Lac Fitri : Plan factoriel 3-4

Figure IV.8 : Analyse Canonique des Correspondances (ACC) sur les 28 échantillons actuels définis par la composition floristique et les variables environnementales. (a) Représentation graphique conjointe des échantillons/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2 ; (b) Représentation graphique conjointe des espèces/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2.

Figure V.1. Lac Tchad : localisation des échantillons

Figure V.2. Lac Tchad : Caractéristiques chimiques (éléments majeurs) des eaux

Figure V.3. Lac Tchad : Représentation graphique des abondances relatives des espèces de diatomées dominantes

Figure V.4 : Concentration des échantillons (10^6 valves de diatomées/ gramme de sédiment sec)

Figure V.5. Lac Tchad : Représentation graphique des indices de Shannon et d'équitabilité

Figure V.6. Lac Tchad : Plans factoriels 1-2 (A), 2-3 (B), 3-4 (C) et 4-5 (D)

Figure V.7. Lac Tchad : Analyse Canonique des Correspondances (ACC) sur les échantillons actuels définis par la composition floristique et les variables environnementales. (a) Représentation graphique conjointe des échantillons/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2 ; (b) Représentation graphique conjointe des espèces/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2

Figure 1. (A) Locations of the sampling points for the study at Ounianga Kebir (B) and Ounianga Serir (C). (D) Diagram of the hydrological functioning of the Ounianga Serir system (after Poulin, 2018, modified). The pH and conductivity ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) were measured *in situ* during the 2016 sampling operation for Lakes Bokou, Teli and Ardjou. Red arrows indicate Evaporation, blue arrows groundwater and grey arrow infiltration of water through lakes (E) Photograph of Lake Jabou, Ounianga Kebir. The photograph was taken during sampling in 2016 (photo credit F. Sylvestre).

Figure 2. Chemical features (major ions) of the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes

Figure 4. Composition of the diatom flora in the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes

Figure 5. Factorial plane F1xF2 with A) the distribution of samples (the codes of the samples are shown in Table 1) and B) the species (the codes of the species are shown in Annex 1).

Figure 6. CCA for 43 samples and 11 environmental variables. (A) Scores for samples and environmental variables (the codes of the samples are shown in Table 1). (B) Scores for species (the codes of the species are shown in Annex 1) and environmental variables. The length of each vector shows its importance in the variance of the data.

Figure 7. Results of the diatom-inferred conductivity *versus* observed conductivity using WA-Tol method, and the inverse deshrinking method (A) and residus of estimates along the conductivity gradient (B).

Figure 8. Weighted average conductivity optima and tolerance for species with a minimum percentage of 10% in Lakes Ounianga dataset compared with similar species in the African-semi-hemispheric scale database (Gasse et al., 1995).

Figure VII.1. *Staurophora ouianguensis* Rirongarti, Cocquyt, Paillès & Sylvestre: vue en microscopie optique échelle 10 μm (crédit C. Cocquyt)

Figure VII.2. *Staurophora ouianguensis* Rirongarti, Cocquyt, Paillès & Sylvestre: vue en microscopie électronique (crédit C. Cocquyt)

Figure VII.3. Les Lacs tchadiens : Analyse Canonique des Correspondances (ACC) sur les échantillons actuels définis par la composition floristique et les variables environnementales. (a) Représentation graphique conjointe des échantillons/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2 ; (b) Représentation graphique conjointe des espèces/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2

Figure VII.4. Lacs Tchadiens : Conductivités reconstruites *versus* conductivités observées estimées à partir de la méthode WA-Tol inverse (a) et les résidus le long du gradient de conductivité (b)

Figure VII.5. Représentation graphique des optima et des tolérances des taxons communs entre les jeux de données des lacs tchadiens (cette étude) et des lacs d'Afrique de l'Est, du Nord et du Niger (Gasse et al., 1995).

LISTE DES TABLEAUX

Tableau III.1. Lac Iro : Localisation des échantillons et mesures des paramètres physico-chimiques

Tableau III.2. Lac Iro : Evaluation quantitative de la teneur en valves de diatomées par échantillon

Tableau IV.1. Lac Fitri : Localisation des échantillons et mesures des paramètres physico-chimiques

Tableau IV.2. Lac Fitri : Evaluation quantitative de la teneur en valves des diatomées par échantillon

Tableau IV.3. Lac Fitri : Indices de Shannon et d'équitabilité

Tableau IV.4. Lac Fitri : Valeurs propres et pourcentage d'inertie des 10 premiers axes factoriels fournis par l'AFC

Tableau IV.5. Lac Fitri : Résultat de l'Analyse Canonique des Correspondances avec la moyenne et l'écart-type pour chaque variable, leur corrélation sur les axes 1 à 4 et le facteur d'inflation de la variance de chaque variable explicative (VIFE).

Tableau V.1. Liste des échantillons prélevés dans le lac Tchad, nom des échantillons, coordonnées géographiques, conductivité, éléments majeurs, pH, teneur en oxygène et température (°C)

Tableau V.2. Lac Tchad : Evaluation quantitative de la teneur en valves des diatomées par

Tableau V.3. Lac Tchad : Indices de Shannon et d'équitabilité

Tableau V.4. Lac Tchad : Valeurs propres et pourcentage d'inertie des 10 premiers axes factoriels fournis par l'AFC

Tableau V.5. Lac Tchad : Résultat de l'Analyse Canonique des Correspondances avec la moyenne et l'écart-type pour chaque variable, leur corrélation sur les axes 1 à 4 et le facteur d'inflation de la variance de chaque variable explicative (VIFE).

Table 1. List of the samples collected in the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes. (a) name of the lake (b) names of the samples (c) geographic coordinates (d) type of sample: M: macrophytes, L: water column, S: sediment (e) year of sampling (f) alkalinity in mol/L (g) major anions in mg/l (h) major cations in mg/l (i) conductivity in $\mu\text{S}/\text{cm}^{-1}$ (j) pH (k) temperature in °C.

Table 2. Shannon's indices and equitability for each sample

Table 3. Results of CCA analysis. C: conductivity; LgC= $\log(10)$ conductivity; RA= anion ratio; RC= cation ratio; Alk= alkalinity.

Table 4 : Regression coefficients of the deshrinking procedure in the transfer function.

Table 5: Overall performances of the transfer functions

Tableau VII.1. Les Lacs tchadiens : Résultats de l'analyse Canonique des Correspondances

Tableau VII.2. Coefficients de régression de la procédure de désencrage dans la fonction de transfert.

Tableau VII.3. Lacs Tchadiens : Performances des fonctions de transfert pour la conductivité (en log transformé $10 \log \text{Cond}$) et en valeur absolue (Cond), le pH, et les éléments Ca^{2+} , Mg^{2+} , et SO_4^{2-}

Tableau VII.4. Lacs Tchadiens : Optimum et tolérance estimés pour les variables hydrochimiques conductivité (en valeur absolue Cond) et transformée en log10 (LogCond), pH, SO_4^{2-} , Mg^{2+} et Ca^{2+}

Tableau VII.5. Optima et des tolérances des taxons communs entre les jeux de données des lacs tchadiens (cette étude) et des lacs d’Afrique de l’Est, du Nord et du Niger (Gasse et al., 1995).

INTRODUCTION GENERALE

Les diatomées forment un important groupe d'algues jaunes et brunes microscopiques colonisant l'ensemble des milieux aquatiques à la surface de notre planète. Apparues dès le Jurassique, il y a environ 200 millions d'années au cours de l'ère secondaire (Medlin et al., 1997, Medlin et al., 2000 ; Sorhannus, 2007), leur diversité spécifique exacte reste encore inconnue. Elle est estimée potentiellement à 200 000 espèces réparties dans une centaine de genres (Mann, 1999), mais cette estimation reste encore à préciser et continue d'évoluer (Battarbee et al., 2001). Organismes photosynthétiques possédant une structure externe siliceuse nommée 'frustule', les diatomées forment un maillon fondamental des cycles du carbone et de la silice dans les milieux aquatiques (Kemp et al., 2006). Les diatomées fixent en effet annuellement un quart du carbone inorganique des océans (Richardson et Jackson, 2007), et 20% du carbone fixé par voie photosynthétique à l'échelle de toute la biosphère (Smetacek, 1999). Ce sont d'importants producteurs primaires des milieux aquatiques (Goldman, 1993), elles sont à la base de nombreux réseaux trophiques, et elles font partie des principaux constituants du phytoplancton. Ces organismes connaissent de nombreuses applications dans la recherche fondamentale comme dans la recherche appliquée, pour les gestionnaires de l'environnement, à des fins industrielles, ou encore en médecine légale dans le diagnostic de la noyade (Vizinet et de Reviers, 1995 ; Ludes et Coste, 1996). Néanmoins, c'est bien en tant que bio-indicateurs du milieu dans lequel elles vivent qu'elles ont été le plus utilisées ces dernières décennies (Smol et Stoermer, 2010). En effet, le développement de la cellule des diatomées est étroitement lié à la température, l'intensité lumineuse, les caractéristiques hydrauliques et physico-chimiques du milieu aquatique dans lequel elles vivent (Germain, 1981). La vie de la cellule étant très courte, de l'ordre de quelques jours à quelques semaines, les associations spécifiques répondent très rapidement aux modifications physico-chimiques de leur biotope aquatique. Ainsi les diatomées actuelles sont très utilisées comme marqueurs de la qualité des eaux, pour étudier les problèmes d'eutrophisation, d'acidification des lacs, et des modifications hydrologiques (Smol et Stoermer, 2010).

Cette bio-indication repose principalement sur la connaissance de l'auto-écologie des espèces, se basant sur des études plus ou moins exhaustives et des monographies. Sur le continent africain, la flore des diatomées d'eau douce a fait l'objet d'un certain nombre d'études. Les études les plus anciennes semblent dater de la fin du XIX^{ème} siècle dans la région

des grands lacs en Afrique de l'Est avec des travaux publiés par Dickie en 1880 sur l'étude du phytoplancton dans le lac Malawi. Ont suivis ensuite différents travaux portés par Muller (1897, 1903, 1904, 1905, 1910), West (1907), Ostenfeld (1908, 1909) et d'autres auteurs dressant progressivement la liste des taxons au fur et à mesure de leurs découvertes. La première synthèse de tous les taxons répertoriés a été établie par Van Meel (1954), mise à jour par Cocquyt et al. (1993).

Des études anciennes ont été également menées par Zanon (1938) dans le lac Kiwu en République Démocratique du Congo, anciennement République du Zaïre. Hustedt (1949) est venu enrichir l'étude des diatomées de cette région, suivi de Kufferath (1956). Plus récemment, s'appuyant sur les taxons observés en Zambie et au Congo, Taylor et Cocquyt (2016) offre un ouvrage méthodologique d'identification des diatomées.

En Afrique occidentale, une des études les plus anciennes semble être celle de Zanon en 1941 qui a porté sur les diatomées de Guinée. Cette étude a ensuite été complétée par les travaux de Foged (1966) au Ghana, puis en Gambie (Foged, 1986), au Sénégal (Compère, 1991 ; Sow et Diene, 2002), et plus récemment en Guinée (Compère et Riaux-Gobin, 2009). En Sierra Léone, les études les plus significatives sont celles de Alfinito et Lange Bertalot (2013) qui ont décrit les diatomées de la province du Nord dans les monts Loma, les chutes Bumbuna et la rivière Seli ; celles de Carter et Denny (1982, 1987, 1992) dans lesquelles de nombreuses nouvelles espèces ont été décrites ; ou encore celles de Fumanti et al. (1990), Fumanti (1994), et Alfinito et al. (1994) qui ont publié certaines contributions de la flore de diatomées de trois localités de la région occidentale. Au Nigeria, Hahn et Kusserow (1998) ont donné des résultats préliminaires sur la distribution spatiale et temporelle des algues dans les croûtes de sol ; Adeniji (1973) a fait une étude préliminaire sur la composition et la variation saisonnière du plancton dans le lac Kainja ; Adesalu et Nwankwo (2008) ont étudié l'effet des indices de qualité de l'eau sur le phytoplancton d'un ruisseau à marée lente à Lagos ; Davies et al. (2009) ont fait l'étude de l'abondance saisonnière et répartition du plancton de Ruisseau ; Ekwu et Sikoki (2006) ont étudié la diversité de phytoplancton dans l'estuaire transversal.

En Afrique de l'Est, les études les plus complètes sur les diatomées d'eau douce ont été conduites par Gasse (1980, 1986), offrant des descriptions taxonomiques et une connaissance exhaustive de l'auto-écologie des espèces observées dans les lacs du rift africain. Ces études sont complétées par une étude du bassin nord lac Tanganyika (Cocquyt, 1998).

L'île de Madagascar a fait l'objet également d'une monographie (Metzelin et Lange-Bertalot, 2002).

En Afrique du Nord, des études ont été également conduites comme par exemple celles sur les diatomées du Sud Tunisien (Ben Khelifa, 1989) ; l'une des plus récentes portant sur la diversité des épilithons de diatomées et la qualité de l'eau du sous-bassin d'Oued Mina (district de Tiaret) en Algérie (Negadi et al., 2018).

Cette rétrospective des travaux sur les diatomées d'eau douce sur le continent africain est très succincte, et nous citons la référence de Kadiri (2004) qui liste l'ensemble des travaux réalisés en Afrique sur les algues d'eau douce. La plupart des études réalisées sur les diatomées y sont répertoriées.

Si les diatomées actuelles ont été assez bien étudiées sur le continent africain, étonnamment peu de travaux ont été conduit dans le Sahel et en particulier sur le territoire tchadien, alors qu'il possède l'un des plus grands lacs d'eau douce d'Afrique, le lac Tchad. Iltis et Compère (1974) ont présenté une synthèse des principales caractéristiques physico-chimiques du lac et les principaux facteurs de répartition des organismes aquatiques. Ils ont réalisé une étude préliminaire de la production primaire de la flore algale en général qui a notamment permis de suivre les variations saisonnières du phytoplancton et de mettre en évidence l'influence de la température. Ses études sur les eaux natronées du Kanem au Tchad ont montré qu'il existe une corrélation positive entre la densité algale et la teneur en sel du milieu (Iltis, 1975). Lemoalle (1979a) a également observé la dynamique du phytoplancton compte tenu de son importance dans la compréhension des cycles bio-géochimiques du lac Tchad, mais sans dresser de liste taxonomique exhaustive. Deux études plus anciennes ont été également réalisées dans le Sahara tchadien, dans l'Ennedi et les lacs d'Ounianga, répertoriant à partir de quelques prélèvements les principales espèces de diatomées observées dans ces milieux (Round, 1961 a & b, Compère, 1975).

En raison de la présence d'un grand nombre d'archives lacustres dans le bassin du lac Tchad héritée de périodes humides antérieures, les diatomées fossiles ont été étudiées à partir de séquences sédimentaires prélevées principalement dans le Nord-Est du Lac Tchad (Servant-Vildary, 1978). Cette auteure a étudié l'évolution des associations de diatomées, la stratigraphie et la paléoécologie du Pliocène au Quaternaire ancien du Tchad (Servant-Vildary, 1973). Ces travaux ont porté sur la région de Koro-Toro et de Moussoro. Cette étude montre que la flore des diatomées fossiles est caractérisée par la présence d'espèces pennées semblables aux espèces actuelles. Les espèces de diatomées centriques présentent des formes qui ont disparues ou qui ont une morphologie plus ancienne par rapport aux espèces actuelles. Elles ont permis notamment de définir des repères biostratigraphiques. Servant-Vildary (1978) a également mené une étude sur la répartition des diatomées dans les séquences lacustres holocènes au nord-

est du Lac Tchad (Servant, 1970). Ces travaux ont permis de proposer des reconstitutions des paléo-environnements du Pliocène au Quaternaire récent, dont la caractérisation des environnements au cours de l'épisode de mégalac à l'Holocène moyen il y a 6000 ans (Servant et Servant-Vildary, 1970 ; 1980).

Au cours des dernières décennies, les études paléoclimatiques se sont orientées vers la quantification des paramètres paléo-environnementaux en vue de pouvoir préciser leur variation et potentiellement intégrer ces quantifications dans des modèles (Braconnot et al., 2012). Dans ce sens, les diatomées, étant généralement très abondantes dans les sédiments, ont été des bio-indicateurs de choix pour développer et tester des méthodes basées sur des analyses statistiques et proposer des fonctions de transfert. La fonction de transfert est la détermination d'une relation linéaire entre les paramètres de l'environnement mesurés et les assemblages floristiques (ou faunistiques), permettant ainsi une quantification des paramètres étudiés dans le passé. Mis au point dans l'étude du milieu océanique (Imbrie et Kipp, 1971) puis adaptés aux milieux continentaux (Gasse et Tekai, 1983), cette méthode repose d'une part sur le principe de mettre en relation la communauté écologique étudiée avec les paramètres physiques de l'environnement dans lequel elle vit, nécessitant l'emploi de techniques statistiques (ordination, régression) mettant en relation directe les données de la flore et les mesures des paramètres du milieu. D'autre part, elle repose sur l'établissement d'un référentiel actuel le plus large possible pour recouvrir les situations rencontrées dans le passé. Par conséquent, le succès de cette démarche nécessite la connaissance la plus détaillée possible du milieu dans lequel vivent les diatomées et à partir duquel la reconstitution des paléoenvironnements est étudiée.

Dans ce contexte, l'objectif de ce travail est l'étude des diatomées actuelles de tous les lacs présents sur le territoire tchadien. Ils sont au nombre de cinq, les lacs Tchad, Iro, Fitri, Léré et les lacs sahariens d'Ounianga (**Figure I**). Pour des raisons de sécurité, seul le lac Léré n'a pas pu faire l'objet de prélèvements pendant le temps de la réalisation de ce projet de thèse. Par contre, les quatre autres lacs ont été prélevés en 2015 et en 2016 grâce au Projet Grands Ecosystèmes Lacustres Tchadiens (GELT) financé entre 2013 et 2017 et coordonné par l'Ambassade de France au Tchad, le Centre National de Recherche et de Développement du Tchad (CNRD) et l'Université de N'Djamena. Le lac Tchad est le seul des quatre que nous avons pu suivre sur une plus longue période car les études ont débuté dès 2011 avec des prélèvements réguliers jusqu'en 2014. Grâce à ces prospections sur ces lacs, nous avons tenté de dresser l'inventaire le plus large possible des espèces de diatomées se développant actuellement dans les eaux de surface. A chaque prélèvement, nous avons associé une mesure

des paramètres physico-chimiques afin d'étudier la relation entre ces variables et les espèces de diatomées. Une modélisation de la relation entre les diatomées et les paramètres physico-chimiques par fonction de transfert est proposé à l'issue de ce travail.

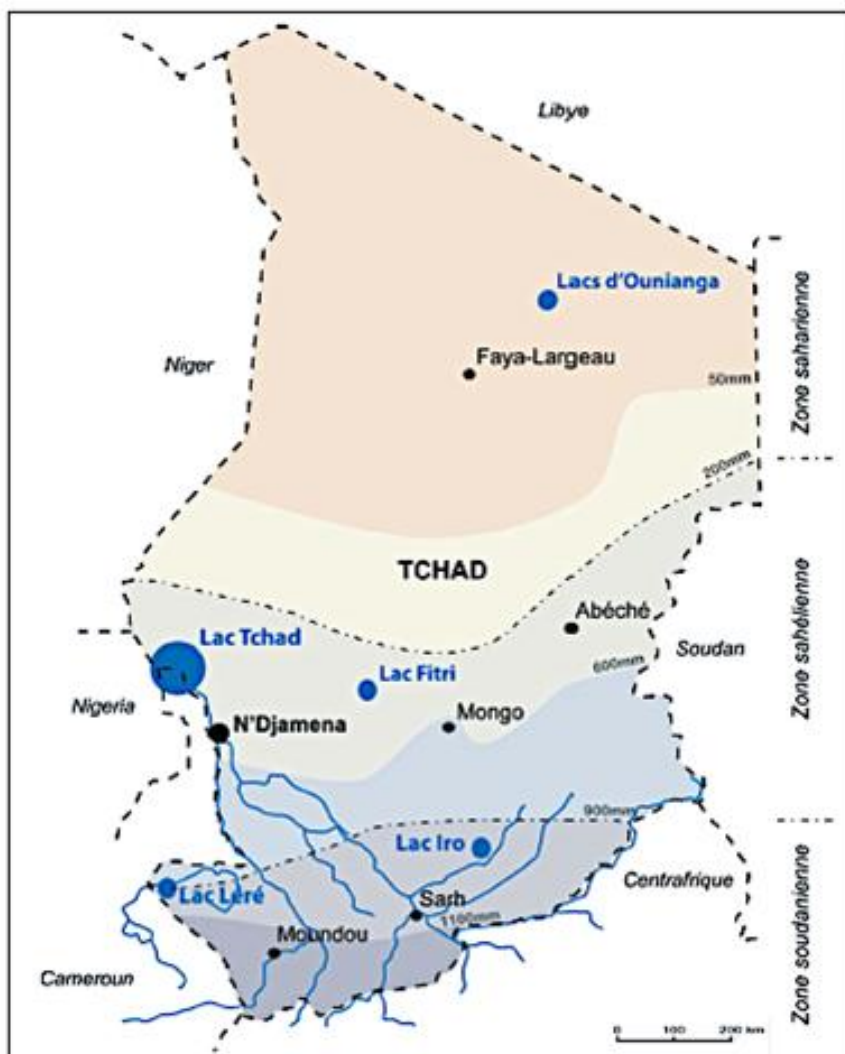


Figure I. Les cinq grands lacs du Tchad et le gradient climatique de la zone soudanienne jusqu'au Sahara (d'après Raimond et al., 2019)

Le manuscrit est ainsi organisé avec un premier chapitre présentant les différents lacs dans lesquels nous avons réalisé les prélèvements. Ce premier chapitre apporte des connaissances sur les lacs Iro, Fitri et Ounianga qui ont fait l'objet de très peu d'études. Le chapitre 2 présente le matériel d'étude et la méthodologie mise en œuvre pour la détermination

des diatomées, l'évaluation de la biodiversité des milieux ainsi que la démarche statistique pour étudier la relation entre les diatomées et les paramètres de l'environnement ainsi que leur modélisation. Les chapitres 3, 4, 5 et 6 présentent successivement les résultats obtenus dans les lacs Iro, Fitri, Tchad et Ounianga. Enfin le chapitre 7 propose une discussion générale des résultats afin d'apprécier leur représentativité et leur potentielle application, en ce qui concerne notamment la fonction de transfert aux diatomées fossiles.

CHAPITRE I : PRESENTATION GENERALE DES SITES

I.1. Le bassin versant du lac Tchad

Le bassin du lac Tchad (BLT) est situé en Afrique centrale, entre 6° et 24° de latitude Nord et 8° et 24° de longitude Est. Ce bassin couvre une superficie d'environ 2 500 000 km², soit 8% de la superficie du continent africain. Il comprend huit pays, l'Algérie, la Libye, le Niger, le Nigeria, la République Centrafricaine, le Cameroun, le Soudan et le Tchad, parmi lesquels quatre ont un accès direct au lac Tchad : le Nigéria, le Niger, le Tchad et le Cameroun. Le Niger et le Tchad sont ceux qui occupent la plus grande partie du territoire partagé à savoir 29% et 44% de la superficie du bassin versant. Le Cameroun et la République centrafricaine n'occupent environ que 2% et 9% de la superficie du bassin mais les trois quarts des apports en eau proviennent des régions humides de ces deux pays. Ce bassin occupe une vaste cuvette bordée par le Hoggar et le Tibesti au nord, les massifs montagneux de l'Ennedi et du Ouaddaï à l'est, les plateaux de Jos (Nigeria) et de l'Aïr (Niger) à l'ouest, ceux de l'Oubangui (massif Centrafricain) au sud ainsi que le massif de l'Adamaoua au Cameroun (Mahamat Nour, 2019). On observe une certaine variété de reliefs. Au centre du bassin dans le Guéra, on retrouve les reliefs peu contrastés du Kanem et du Borkou formés par une alternance de dunes et de dépressions (Schuster et al., 2005).

Le Bassin du Lac Tchad est défini comme étant un bassin hydrologique mais il intègre en son sein plusieurs sous-bassins différents. La partie tchadienne du bassin compte 5 systèmes lacustres (**Figure I.1**), localisés sous trois zones climatiques différentes. Le lac Tchad et le lac Fitri sont localisés dans la partie sahélienne. Les lacs Iro et Léré, un lac frontalier entre le Tchad et le Cameroun sont situés au sud du Tchad dans la zone soudanienne et les lacs d'Ounianga sont localisés en plein milieu du désert du Sahara tchadien. Les quatre lacs, Fitri, Iro, Tchad et les lacs d'Ounianga font l'objet de ce présent mémoire (**Figure I.1**).

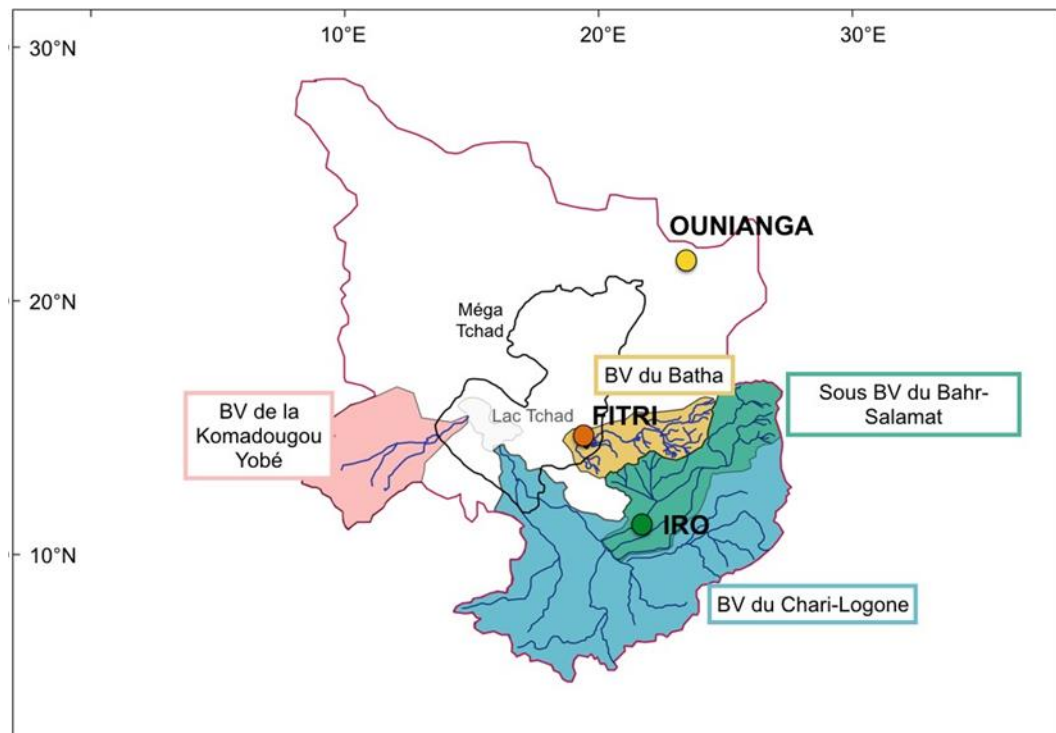


Figure I.1. Bassin versant du Lac Tchad et ses sous-bassins versants associés. Localisation des lacs Iro, Fitri, Tchad et d'Ounianga. La ligne rose délimite le Bassin du Lac Tchad ; la ligne noire délimite l'extension maximale du lac Tchad au cours de l'Holocène d'après Poulin, 2018.

I.2. Le lac Tchad actuel

I.2.1. Localisation

Le lac Tchad, situé dans la partie sahélienne du Tchad entre 13° et 13°40' Nord et 12° et 12°30' Est, occupe un bassin endoréique couvrant une superficie de 2.500.000 km² (**Figure I.1**). Il est constitué de deux cuvettes nord et sud qui communiquent plus ou moins bien en fonction des apports reçus par le Chari dans la cuvette sud (**Figure I.2**). La cuvette nord du lac n'est alimentée que quand l'apport annuel du Chari est supérieur à 15 km³ par an. Elles sont séparées par une zone de hauts fonds appelée 'la grande barrière'. Les deux cuvettes sont bordées au nord et à l'est par un erg fixé dont les sommets des dunes, orientés sud-est/nord-ouest forment un archipel (Olivry et al., 1996).

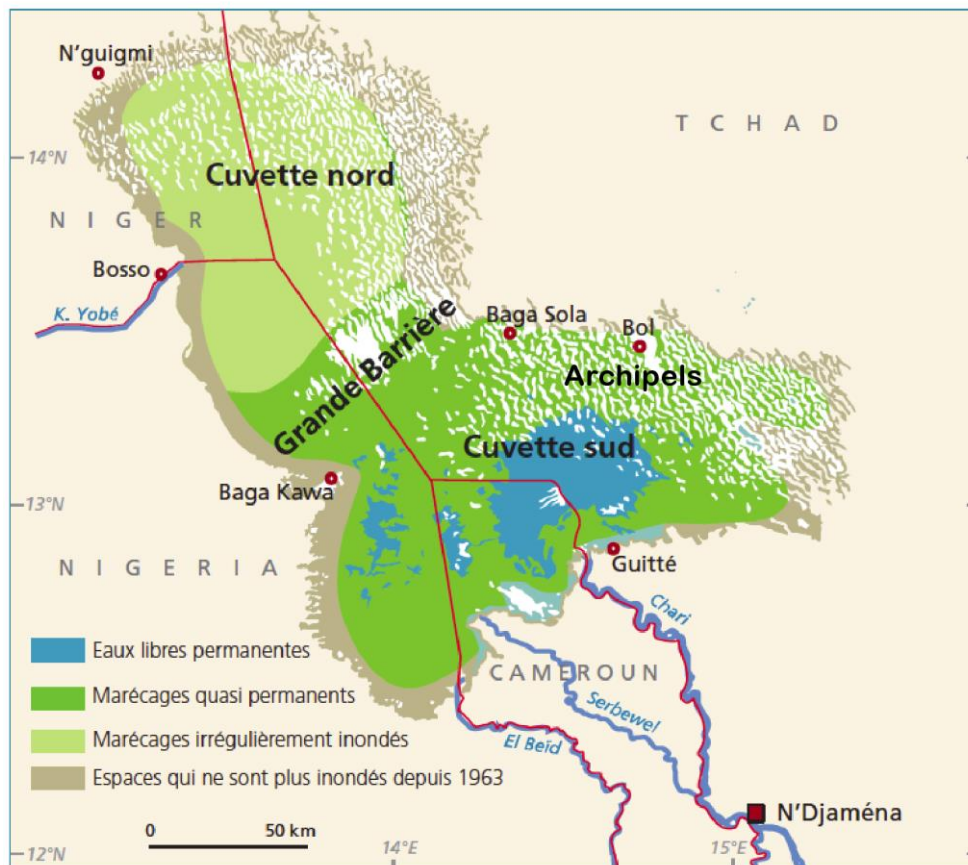


Figure I.2. Géomorphologie du lac Tchad, avec les trois grands écosystèmes, cuvettes nord et sud et les archipels (d'après Magrin et Lemoalle, 2014).

La partie hydrologiquement active du lac Tchad est située essentiellement au sud et correspond au bassin du Chari et du Logone, ces deux principaux affluents. Ce bassin versant couvre une superficie de 613 000 km², et ses rives sont entourées par un ensemble de massifs montagneux, les massifs du Guerra, du Ouaddaï, Centrafricain et de l'Adamaoua (Mahamat Nour, 2019). Sous un climat sahélien à subdésertique, il reçoit les pluies de mousson décroissantes du sud vers le nord. Les apports moyens en eau au lac, proviennent essentiellement du fleuve Chari débouchant sur sa rive méridionale (plus de 80%) et des pluies sur sa surface (moins de 15%) (**Figure I.3a, b** ; Bader et al., 2011 ; Leblanc et al., 2006). Le niveau du lac suit un cycle annuel rythmé par la mousson, mais en décalage avec celle-ci avec un minimum vers Avril-Mai et un maximum vers Décembre-Janvier (**Figure I.3c**). Avec sa faible profondeur (actuellement moins de 2 m en moyenne) et son fond très plat, le lac est très sensible à l'hydraulique des cours d'eau tributaires. Un Mégalaque avec un maximum d'extension de 350.000 km² a été décrit à l'Holocène (**Figure I.1** ; Leblanc et al., 2006).

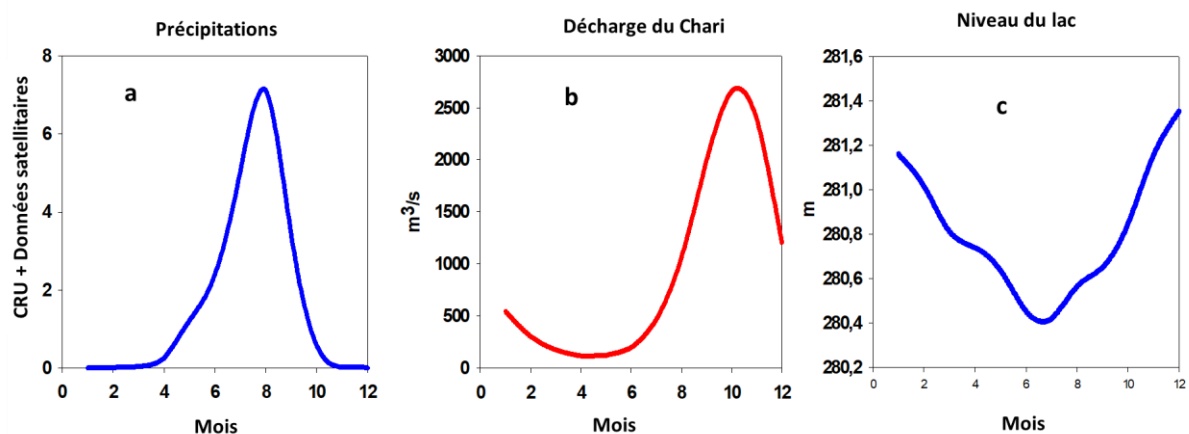


Figure I.3. Moyenne mensuelle a) des précipitations (Données du CRU), b) des débits du Chari (Olivry et al., 1996), c) du niveau du lac Tchad observé à la station de Bol (Archipel) sur la période (1950-2001) (Olivry et al., 1996).

I.2.1. Climat et Végétation

Le climat du bassin du lac Tchad se caractérise par quatre zones climatiques principalement du à la diminution du sud au nord des précipitations :

- Le climat saharien se caractérise par moins de 100 mm de précipitation annuelles ;
- Le climat sahélo-saharien a une moyenne pluviométrique annuelle comprise entre 100 et 400 mm ;
- Le climat sahélo-soudanien, plus humide, a une moyenne pluviométrique annuelle entre 400 et 600 mm ;
- Le climat soudano-guinéen a une moyenne pluviométrique annuelle comprise entre 600 et 1500 mm.

Cette région est caractérisée par des températures élevées tout au long de l'année et une humidité très faible, sauf pendant la saison des pluies de juin à septembre. Un rayonnement solaire intense et des vents forts entraînent une évapotranspiration potentielle annuelle élevée, soit environ 2200 mm dans le centre du Tchad (Maharana et al., 2018). N'Djamena, la capitale du Tchad, située au centre du bassin, se caractérise par un climat de steppe sahélienne et de faibles précipitations.

La végétation autour du lac Tchad n'est pas une entité homogène et divers types de milieux s'y rencontrent. D'après les conditions écologiques et la végétation phanérogame, un district phytogéographique du lac Tchad pourrait être établi et ce "district" peut être partagé en plusieurs subdivisions, reliées les unes aux autres par des zones intermédiaires et assez bien disposées selon un gradient sud-nord. On pourrait distinguer :

- 1) Les mares temporaires des bassins du Chari et de l'El Beid et lits de petits cours d'eau périodiquement asséchés à végétation herbacée éphémère ;
- 2) Les sables du Chari et de ses défluent jusqu'au delta avec groupements psamophiles herbacés et arbustifs divers ;
- 3) La zone de vases de l'El Beid jusqu'à son delta et des vases de la Komadougou-Yobe caractérisée par un excellent développement de la végétation aquatique (*Pistia*, *Nymphaea*) et de la végétation semi-aquatique étalée à *Ludwigia* ;
- 4) Les deltas du Chari et de l'El Beid avec prairie aquatique à *Vossia* et apparition de *Cyperus papyrus* et de *Phragmites* ;
- 5) La zone de dépôt des vases en aval du delta de l'El Beid avec bonne représentation des groupements à *Pistia*, à *Nymphaea* et *Ludwigia* ;
- 6) Les eaux libres du lac pratiquement dépourvue de végétation ;
- 7) Les innombrables îlots-bancs du lac sont couverts d'une végétation soit étalée à extrémités dressées formant prairie aquatique (prairie à *Vossia*), soit dressée formant roselières (papyraie à *Cyperus papyrus*, phragmitaie à *Phragmites*, typhaie à *Typha*). Ils possèdent souvent en leur centre une zone d'eau plus ou moins libre avec nymphæaie et typhaie ;
- 8) Les îles de l'archipel se distinguent des îlots-bancs par la succession d'une frange ripicole (prairie aquatique ou roselière) beaucoup plus étroite, d'une zone périodiquement inondée - exondée, souvent très riche (nymphæaie, groupement à *Cyperus mundii*, prairie aquatique à *Leersia*) et enfin d'une zone centrale sablonneuse, généralement exondée, dont la limite eau - sable est ordinairement marquée par une ceinture de palmiers doum (*Hyphaene thebaica*) et de plantes diverses (*Cassia*, *Ipomoea*, *Sporobolus*). Du Sud vers le Nord du lac, les îles ont un relief de plus en plus marqué, avec des variantes dans les paysages végétaux ;
- 9) La zone des îles plates, dépourvues d'arbres peut montrer une frange ripicole suivie de vastes prairies aquatiques périodiquement inondées - exondées (à *Leersia* ou à *Echinochloa*). Ce type d'îles constitue la transition avec les îlots-bancs. D'autres îles ont une frange ripicole qui ceinture de vastes prairies longtemps exondées (notamment à *Panicum repens* et à *Sporobolus spicatus*), sur lesquelles s'installent temporairement des troupeaux et des villages. Certaines montrent même une ceinture de palmiers doum (*Hyphaene*) au niveau des plus hautes eaux ;
- 10) La zone des îles à relief et à végétation arborescente correspond en fait aux sommets d'un système de dunes parallèles dont la hauteur hors de l'eau oscille entre 1 et 10 à 15

mètres. On peut distinguer, d'une part des dunes peu élevées avec quelques éléments de végétation sahélienne arborescente jamais inondée (*Acacia*, *Balanites*, *Calotropis*, *Leptadenia*, etc.) et avec une strate herbacée demeurant verte pendant une grande partie de l'année par suite de la faible profondeur de la nappe phréatique et d'autre part, des dunes au relief nettement marqué avec une végétation sahélienne typique et un sol sablonneux pratiquement nu en saison sèche, mais très vert en saison des pluies ;

- 11) Dans certaines mares et petits lacs du Kanem qui peuvent être, soit d'origine météorique, soit d'origine phréatique ; trois principaux types de végétation y ont été observés : Des mares avec îlots de *Phragmites* entremêlées de quelques lianes, avec une prairie à *Panicum repens* en bordure et un groupement à *Sporobolus spicatus* sur le sable sec. D'autres mares se caractérisent par un peuplement aquatique exclusif de *Phragmites* assez malingres, avec sur les bords, un groupement de *Cyperus laevigatus* souvent accompagné de *Panicum repens* de puis la végétation à *Sporobolus*. Enfin on observe aussi des mares sans aucune végétation dans l'eau, mais avec une ceinture marginale bien verte de *Cyperus laevigatus* en avant du groupement à *Sporobolus*.

Il aurait été intéressant de comparer ces subdivisions écologiques, caractérisées chacune par une végétation phanérogamique propre, avec celles établies d'après d'autres critères, tels l'étude du phyto- et du zooplancton, des insectes aquatiques, des poissons ou de la composition physico-chimique des eaux. Mais en l'état actuel des connaissances, nous ne disposons pas encore assez de données pour décrire l'ensemble du milieu avec tous les composants de l'écosystème.

I.3. Le lac Fitri actuel

I.3.1. Localisation

Le Lac Fitri est situé à 12°50 N et 17°30 E dans la province du Batha au centre du Tchad à 300 km de la capitale N'Djamena. Sa superficie pourrait atteindre à son maximum d'extension 1300 km² (Lemoalle, 1979b ; Yalikun et al., 2019), et il est le plus grand lac en terme de superficie se trouvant exclusivement sur le territoire tchadien. À l'Holocène ce lac faisait parti du Mégalac Tchad lorsque celui-ci a atteint une superficie de 350 000 km² avant de s'isoler à la fin de l'optimum climatique dit de la « Période Humide Africaine » ou du « Sahara vert » (Schuster et al., 2019). Il peut être ainsi considéré comme une relique du mégalac Tchad (Lemoalle, 1979b) (**Figure I.4**).

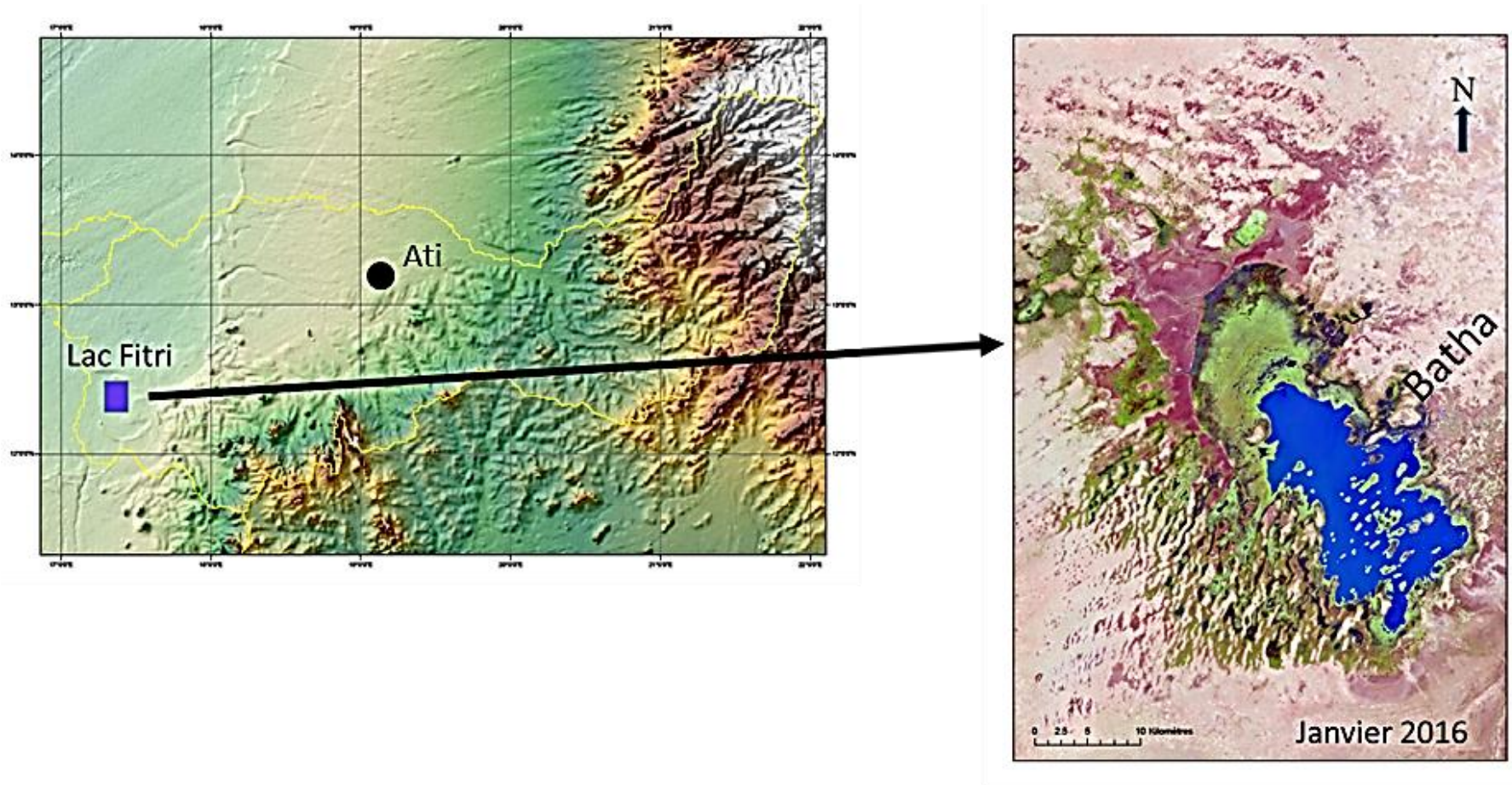


Figure I.4. Localisation A) du bassin versant du lac Fitri et B) du lac Fitri (janvier 2016)

I.3.2. Hydrologie

Tout comme le lac Tchad, le lac Fitri est de type endoréique et son niveau d'eau connaît des variations inter-annuelles, dans la mesure où la hauteur d'eau peut atteindre 2 à 4 m fin septembre-début octobre (Yalikun et al., 2019) similaires à celles du lac Tchad. Il est très variable et comme il est situé dans une zone à topographie très plane, ce lac ressemble à une très grande mare temporaire. Sa superficie en basses eaux de nos jours oscille entre 420 et 800 km² (Dagou et al., 2005). Il est alimenté par le fleuve Batha, responsable à plus de 50% de son approvisionnement, trois à quatre mois par an entre juillet et octobre. Il reçoit également les apports non négligeables de ouadis parsemant son bassin versant.

I.3.3. Climat et Végétation

Le climat qui prévaut autour du lac Fitri est de type sahélien semi-humide, comprenant une courte saison humide de 3 à 4 mois et une longue saison sèche de 8 à 9 mois. La pluviométrie est inégalement répartie dans le temps et dans l'espace. Elle varie également entre 150 et 500 mm/an (Yalikun et al., 2019). Les précipitations sont apportées par la mousson, et caractérisées par une grande variabilité interannuelle à décennale. Selon les données de la station météorologique d'Ati, dans les années 50 et 60 la région a reçu de fortes précipitations tandis que dans les années 70 et 80, elle souffrait de graves sécheresses (Yalikun et al., 2019). Les températures varient de 14°C à 44°C selon les saisons.

L'eau est la principale contrainte écologique qui limite considérablement le développement de la végétation. Le lac Fitri et ses abords sont le domaine de végétation semi-aquatique, subaquatique et herbacée. Selon le rapport sur l'étude Diagnostique de la diversité biologique de la Réserve de Biosphère du lac Fitri réalisé en 2016, la profondeur maximale rencontrée est de 1,5 m, ce qui permet aux végétaux semi-aquatiques flottants et émergents d'être présents à peu près partout sur le pourtour du lac. On observe dans les zones peu profondes (0 à 10 cm) des Cyperaceae et des Mimosaceae dont *Acacia nilotica* ainsi que *Mitragyna inermis* dans les galeries forestières. Dans les herbiers apparaissent, *Phragmites*, *Polygonum*, *Aeschynomene* associé à *Orhyza*. En marge des couloirs fluviaux, on observe la présence de *Pistia*. On rencontre également des superficies émergentes de *Vossia* apparemment flottantes ainsi que *Echinochloa*. Les espèces ligneuses y sont peu nombreuses ; les plus caractéristiques sont *Acacia albida*, *Ficus platyphylla*, *Ficus gnaphalocarpa*, *Calotropis procera*, *Acacia nilotica* et *Mimosa pigra* (Courel et al., 1997)

Les modifications essentielles de la végétation forestière autour du lac sont marquées par la disparition de certaines autres espèces et une diminution de la biomasse ligneuse. Les espèces ligneuses devenues rares aux abords du lac sont les suivantes : *Acacia senegal*, *Diospyros mespiliformis*, *Combretum glutinosum*, *Ziziphus mauritiana* ; ce dernier est également en forte régression, tout comme *Anogeisus leocarpus* n'est plus visible dans les abords immédiats du lac pour cause des besoins énergétiques, du nombre croissant d'adultes pauvres à la recherche des terres cultivables. Par contre, il y a des espèces qui gagnent du terrain, comme *Balanites aegyptiaca*, *Capparis decidua* et *Boscia senegalensis* (Courel et al., 1997).

Au sud-est du lac, la végétation est plus dégradée que partout ailleurs à cause des pressions humaines et animales. De nombreux hectares d'*Acacia seyal* et *Acacia nilotica* sont soumis à des coupes à blanc pour gagner de nouvelles terres pour la culture de berbéré. Un autre facteur contribuant à cette destruction est la présence d'une faune aviaire très nombreuse, destructrice des cultures et des arbres qui constituent des dortoirs et qui sont en conséquence détruits par les cultivateurs. Sur les terres rarement inondées ou exondées poussent des *Cyperaceae*, *Cassia spp* et *Sesbania spp*. (Brahim Bechir et al., 2019).

I.3.4. Agriculture et Elevage

L'agriculture sur le pourtour du lac Fitri est une agriculture de subsistance reposant sur la main d'œuvre familiale avec l'utilisation d'outils archaïques. Il existe deux types de cultures : les cultures pluviales et les cultures de contre saison (berbéré ou *Sorghum bicolor*) localisée dans les bordures immédiates du lac, dans les bas-fonds interdunaires et les plaines d'inondations. Ces cultures pluviales sont entre autres les céréales comme le sorgho pluvial (*Sorghum caudatum*), le penicillaire (*Penisetum typhoideum*), les oléagineux (l'arachide ou *Arachis hypogea*, le sésame ou *Sesamum indicum* et le Niébé ou *Vigna unguiculata* qui est une légumineuse. Les cultures maraichères y sont aussi pratiquées notamment en période de décrue du lac de novembre jusqu'en juin. Les cultures maraichères sont le gombo (*Abelmoschus esculentus*), le concombre (*Cucumis sativus*), la tomate ou *Lycopersicum esculentum*, les pastèques (*Cucurbita citrillus*), le haricot ou *Phaseolus vulgaris*, la patate douce ou *Ipomea batatas*, la carotte, l'oseille, le piment, la laitue ou *Lactuca sativa*, le melon et l'aubergine.

L'élevage des bovins, petits ruminants et des camelins est une ressource hautement stratégique dans la région du Batha, il est mobile. Le département du Fitri est privilégié par les pasteurs et leurs troupeaux car ils y trouvent les ressources nécessaires à la survie de leurs troupeaux, particulièrement en année de déficit pluviométrique. Les agro-éleveurs sont des sédentaires qui élèvent des bovins et de petits ruminants en plus de leurs activités agricoles.

La pêche est pratiquée sur l'ensemble du Lac Fitri. Le pouvoir coutumier du sultan du Fitri interdit la pêche pendant la saison pluvieuse et les hautes eaux, cependant elle se pratique de Novembre à Juin. Et le seul engin autorisé par le pouvoir coutumier est la palangre non appâtée.

I.4. Le lac Iro actuel

I.4.1. Localisation

De forme très arrondie et homogène, le lac Iro est originaire probablement d'un cratère d'impact (Doumnang et Rochette, comm. pers.). C'est un lac très peu profond. Il est localisé à proximité de l'exutoire du bassin versant du Barh-Salamat qui couvre une superficie de 195 000 km² (**Figure I.1**) Le Barh-Salamat lui-même puise ses sources dans le Darfour situé à l'Ouest du Soudan (Poulin, 2018).

Situé dans la région du Moyen Chari en République du Tchad (**Figure I.5**), le lac Iro a pour coordonnées géographiques centrés au 10°6'0" N et 19°25'0" E. Ce lac a donné son nom au département (lac Iro), dont le chef-lieu est la ville de Kyabé. De la ville de Kyabé, il se trouve au nord-est et est alimenté par les pluies et les eaux de crue du Bahr Salamat *via* la rivière d'Iro, dont l'embranchement s'effectue au niveau du village de Malam à l'Ouest du lac. Cette rivière est longue d'une dizaine de kilomètre, se qui lui sert également de réservoir à la crue. Pendant la saison des pluies, le lac Iro et le Bahr Salamat se mettent ensemble et les deux forment des plaines d'inondations (Pias J. et Barberly J., 1965). Le lac Iro couvre une superficie d'environ 100 km² et sa profondeur maximale est de 4 m pendant les hautes eaux. Ses fluctuations saisonnières de niveau sont de l'ordre de 2,5 m avec un minimum en juillet et un maximum du niveau vers Octobre (**Figure I.5**).

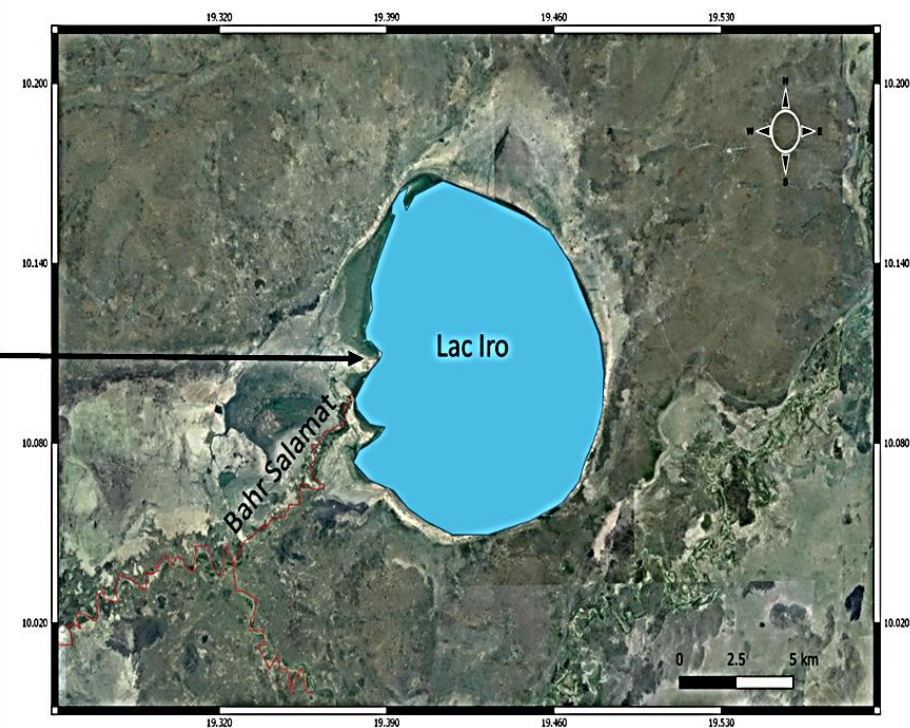
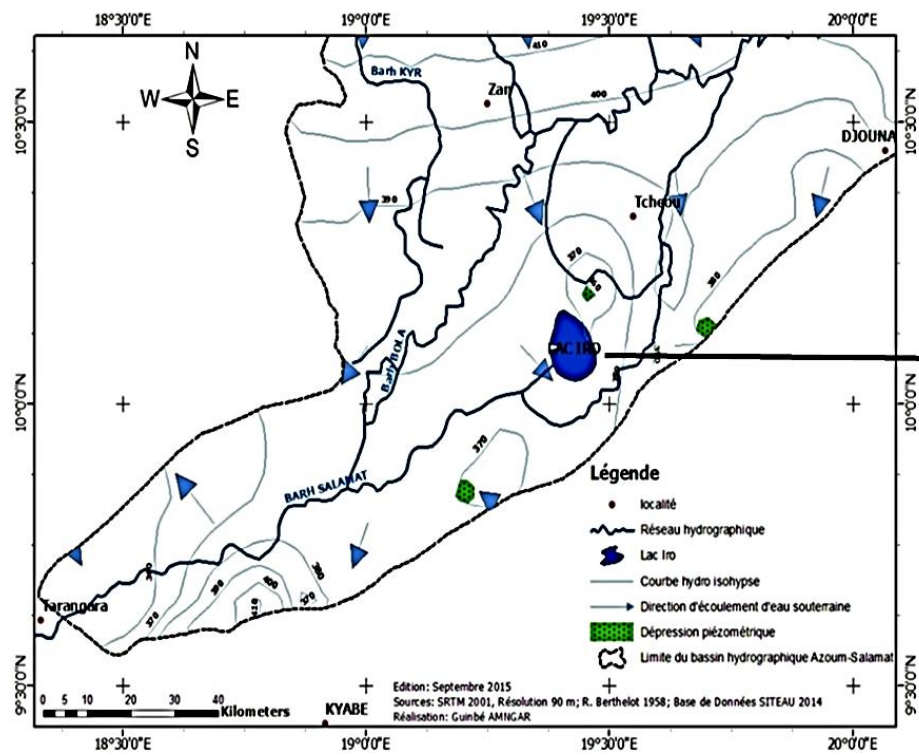


Figure I.5. Carte du bassin versant et de localisation du lac Iro

I.4.2. Climat et Végétation

Situé sous un climat sahélo-soudanien, le lac Iro est caractérisée par une saison de pluie qui commence entre Mai-Juin et qui se termine entre Septembre-Octobre suivie par une longue saison sèche. La pluviométrie annuelle est importante. Elle se situe entre 500 et 900 mm/an et dure 4 à 5 mois (Pias et Barbery, 1965). Il est entouré de vertisols hydromorphes ou halomorphes très répandus (carte du sol de l'ORSTOM, 1969). Constamment inondés en saison des pluies, ces sols permettent les cultures de contre saison (berbéré). Autour du lac Iro, la végétation est de type savane à dominance acacia (*Acacia seyal* et *Acacia sieberiana*), les Combretum (*Combretum glutinosum*) et les Terminalia (*Terminalia avicennioides*) (Gillet, 1969) et d'une steppe herbeuse.

I.4.3. Agriculture, Elevage et Pêche

L'élevage semble prendre le pas sur l'agriculture. Autour du lac Iro, il y a un nombre très important d'éleveurs transhumants. En effet, pour aller pâturer ou se désaltérer les troupeaux traversent et détruisent les cultures. Il y a une sorte de compétition pour l'accès aux ressources. Du coup l'agriculture est de moins en moins pratiquée. Certains agriculteurs se convertissent à la pêche, d'autres se consacrent à l'agriculture pluviale loin des rives du lac.

La pêche est très intense et se pratique pendant la saison sèche où le niveau des eaux diminue. Les poissons capturés sont séchés, fumés et vendus sur le marché de Roro, localité située à une cinquantaine de kilomètres du lac Iro.

I.5. Les lacs d'Ounianga

I.5.1. Localisation

La région d'Ounianga située entre les massifs volcaniques du Tibesti et les reliefs de l'Ennedi, adossée aux plateaux gréseux des Erdis, est localisée dans l'une des parties les plus arides du Sahara tchadien. Centrée sur la latitude 19°N et la longitude 20°E, cette région du Nord-Est du Tchad est caractérisée par de splendides ensembles lacustres logés dans d'étroits escarpements gréseux façonnés par le vent (**Figure I.6A**).

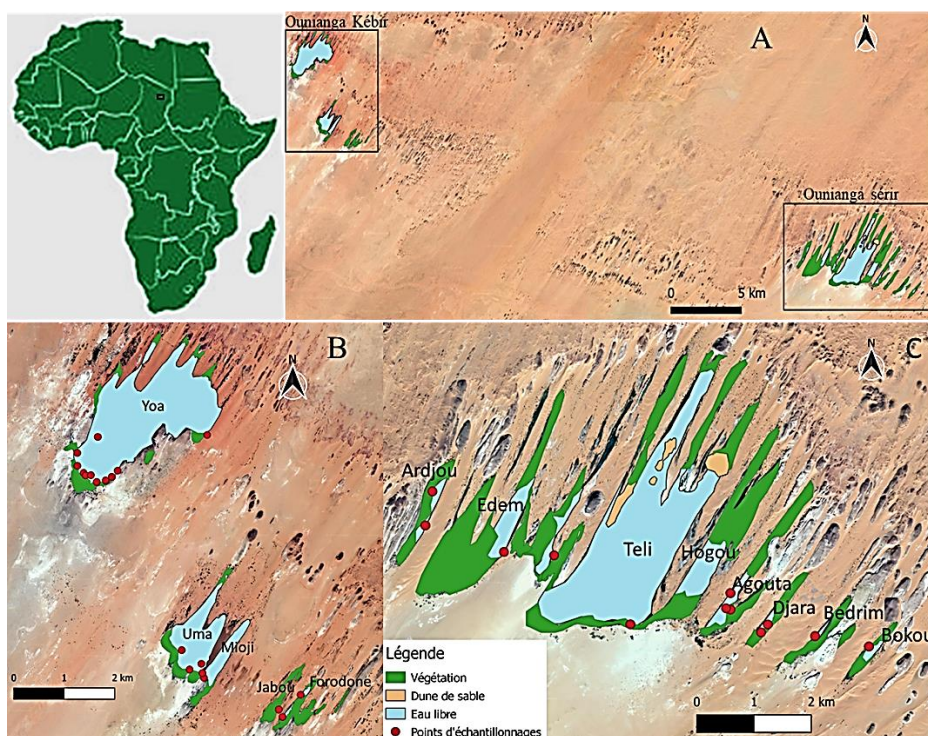


Figure I.6. Localisation des deux groupes de lacs (A) et emplacement des points de prélèvement pour l'étude à Ounianga Kebir (B) et Ounianga Serir (C)

Ces ensembles lacustres considérés comme le plus grand système lacustre du Sahara se répartissent en deux groupes de lacs. A l'Ouest, le groupe de lacs d'Ounianga Kebir situé au $19^{\circ}3'18''\text{N}$ et $20^{\circ}30'20''\text{E}$, est formé de cinq lacs (**Figure I.6B**). A 50 km plus à l'Est entre $18^{\circ}55'45''\text{N}$ et $20^{\circ}51'1''\text{E}$, se trouve le groupe de lacs d'Ounianga Serir alignés dans une dépression d'origine probablement éolienne de direction Nord-Est Sud-Ouest. Ce groupe est constitué de huit lacs alignés parallèlement les uns à côté des autres suivant la direction Nord-Est et séparés par des dunes de sables (**Figure I.6C**). Ils s'étendent sur environ 10 km. Actuellement, tous ces lacs sont alimentés exclusivement par les eaux souterraines et fossiles de l'aquifère nubien. Les deux plus grands lacs de ces deux ensembles sont le lac Yoa à Ounianga Kebir et le lac Teli à Ounianga Serir.

I.5.2. Climat

La région d'Ounianga est caractérisée par un climat hyperaride de type saharien. Ce climat est marqué par de longues périodes de sécheresse avec quasiment une absence de précipitation. La moyenne des précipitations enregistrée dans les années 1960 est inférieure à 5mm/an alors que l'évaporation potentielle serait de l'ordre de 6000 mm/an avec une amplitude de fluctuation du niveau du lac Yoa de l'ordre de 0,5 à 1 m (Capot-Rey, 1961). Cette extrême évaporation est

compensée par la résurgence des eaux souterraines de la nappe fossile des grés de Nubie permettant aux lacs de se maintenir malgré l'aridité du climat (Kröpelin, 2007).

Cette région enregistre une température moyenne diurne de 40°C pendant l'été (Juin à Août) et 25°C pendant l'hiver (Décembre et Janvier) (Capot-Rey, 1961). La région est dépourvue de végétation et elle est soumise pendant une grande partie de l'année à un régime de vent très puissants comme en témoignent les dunes de sable en formes de flèches qui ensablent les lacs (**Figure I.6**).

I.5.3. Hydrologie et Géologie

Le réseau hydrographique est difficile à observer du fait de l'absence de précipitations et de l'ensablement (Grenier et al., 2009). Il est constitué essentiellement des ouadis asséchés et des sillons fossiles. Actuellement les lacs ne sont donc connectés à aucun réseau hydrographique actif. Ils sont confinés dans des cuvettes situées à plus de 50 m sous des escarpements gréseux s'étalant sur plusieurs kilomètres.

Du fait de la configuration morphologique, les lacs d'Ounianga Kebir sont tous fortement salés présentant des conductivités variant entre 64000 et 352000 $\mu\text{S.cm}^{-1}$ alors que les eaux des sources qui les alimentent sont douces (217 $\mu\text{S.cm}^{-1}$). Le lac Yoa, le plus grand du système d'Ounianga Kebir s'étend sur une superficie de 3,58 km² avec une profondeur d'environ 27 m. Il est le plus profond des cinq lacs qui constituent le système d'Ounianga Kebir et il ne s'est jamais asséché au cours des 6000 dernières années (Kröpelin *et al.*, 2008).

En ce qui concerne les lacs d'Ounianga Serir, situés dans une dépression large d'une dizaine de kilomètres, ils montrent un fonctionnement hydrologique particulier du fait de leur alignement parallèle les uns par rapport aux autres et leur position 'en escalier' à différente altitude. Cette topographie permet aux eaux de s'écouler à travers les cordons dunaires d'un lac à l'autre (**Figure I.7**). Les lacs en bordure, recouverts totalement ou en partie de végétation sont alimentés par de nombreuses sources et présentent des eaux douces comme en témoignent la présence des roseaux. Ces eaux douces en s'écoulant de lac en lac se salent progressivement pour atteindre le lac central, le lac Teli, situé en position topographique basse au centre de la cuvette (**Figure I.7**). Le lac Teli hypersalin (112100 $\mu\text{S.cm}^{-1}$) couvre une superficie plus grande de 4,36 km² que celle du lac Yoa à Ounianga Kebir. Par contre, sa profondeur n'excède pas 10 m. Il fonctionne comme une « véritable pompe à évaporation » (Kröpelin, 2007). Cette extrême évaporation des eaux de surface du lac est compensée par les eaux souterraines en résurgence au niveau des sources de l'aquifère fossile de grés de Nubie et par un débit constant d'eau (et de solides dissous) issus des lacs adjacents à travers les dunes (Eggermont *et al.*, 2008) permettant aux lacs de maintenir un niveau constant malgré l'aridité du climat (Kröpelin, 2007).

Ce processus se traduit par un gradient de salinité croissante depuis les lacs périphériques (par exemple, le lac Boku : $326 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ et Ardjou : $2880 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) vers les lacs centraux (par exemple les lacs Téli : $112\ 100 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ et Agouta : $1880 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$).

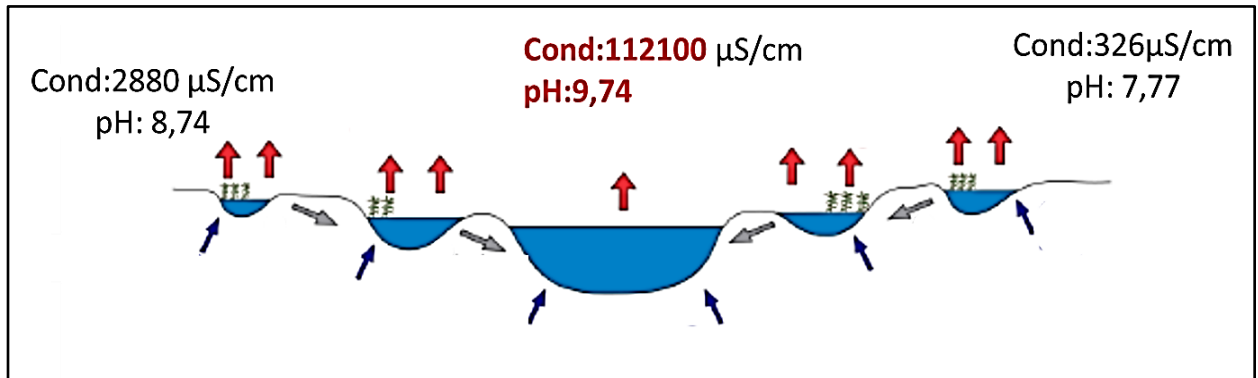


Figure I.7. Schéma du fonctionnement hydrologique du système Ounianga Serir (d'après Poulin, 2018, modifié). Le pH et la conductivité ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) ont été mesurés *in situ* au cours de la mission d'échantillonnage de 2016.

CHAPITRE II. MATERIEL D'ETUDE ET METHODOLOGIE



*Prélèvement de diatomées dans la colonne d'eau dans le lac Fitri
(Crédit M. Schuster, Février 2016)*

II.1. Les diatomées

Les diatomées ou Bacillariophycées ou encore Diatomophycées sont des algues brunes et jaunes, photosynthétiques, microscopiques et unicellulaires appartenant à l'embranchement des Chromophytes. Leur taille varie de quelques micromètres à plus de 500 μ m. Apparues dès le Jurassique il y a environ 200 millions d'années (Medlin et al., 1997), on estime aujourd'hui plus de 200 000 espèces différentes

Les diatomées colonisent l'ensemble des milieux aquatiques depuis les océans jusqu'aux milieux les plus inhospitaliers. Leur faible besoin en lumière les prédispose à occuper différents milieux tels que les eaux douces, salées et saumâtres, courantes et stagnantes, suintantes et intermittente (Germain, 1981).

Bien qu'unicellulaires, certaines espèces constituent des colonies aux formes très variables : en chaînette (*Centriques*), en ruban (*Fragilaria*) ou en étoile (*Asterionella*). D'autres espèces, à cellules isolées, sont douées de mouvement autonome (*Navicula*, *Nitzschia*) facilitant ainsi la colonisation de substrats très divers.

II.1.1. La cellule

La cellule des diatomées est entourée d'une enveloppe silico-peptide appelée « frustule » constituée de silice amorphe $\text{SiO}_2 \cdot n\text{H}_2\text{O}$. Ce frustule est constitué de deux parties : l'épivalve et l'hypovalve qui s'assemblent comme le fond et le couvercle d'une boîte par l'intermédiaire des bandes intercalaires ou cingulum (Germain, 1981). Manteaux et bandes intercalaires forment la ceinture connective (**Figure II.1**).

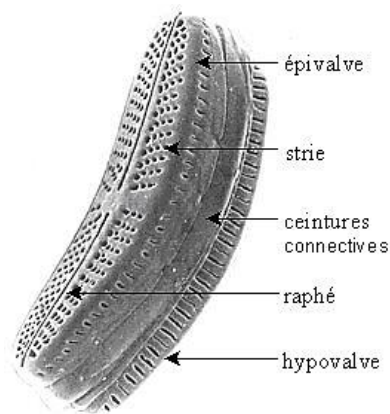


Figure II.1. Photographie au microscope électronique à balayage d'un frustule d'une diatomée du genre *Achnanthes* (source : www.pays-de-la-loire.developpement-durable.gouv.fr)

La forme et l'ornementation des deux valves, caractérisées par la présence des stries, côtes, cloisons, ponctuations, soies ou autres protubérances, sont à la base de la systématique des diatomées.

II.1.2. Reproduction des diatomées

Les diatomées ont deux modes de multiplication : la mitose et la méiose. Quand les diatomées se trouvent dans des conditions favorables où il y a abondance des nutriments sous forme de sels minéraux, alors une division mitotique s'exécute par la scissiparité dans le sens de l'épaisseur et de la longueur. Lors de cette division, les deux valves s'écartent, le

protoplasme, les chloroplastes et le noyau se divisent en deux. La nouvelle cellule c'est-à-dire la cellule fille, conserve une des deux demi-valves de la cellule mère ensuite forme la nouvelle valve. Il y a la diminution des dimensions des cellules au fur et à mesure des divisions successives car l'une de cellule fille a toujours une dimension inférieure à celle de la cellule mère. Mais la diminution de la taille des cellules filles ne se poursuit pas indéfiniment. A un certain niveau la diminution provoque la transformation du signal d'exécution et le phénomène de reproduction sexuée est enclenché.

La reproduction sexuée est en quelque sorte une forme de para-sexualité qui se fait par la conjugaison. Chez les diatomées, la conjugaison se déroule suivant différents processus spécifiques à chaque genre. Mais généralement, cela se fait par le rapprochement des deux diatomées de petite taille qui secrètent un cocon de mucus ou une structure mucilagineuse qui les enveloppes (Ludes et Coste, 1996). L'oogamie consiste en un unique processus d'union entre deux cellules différentes, les gamètes femelle et mâle, respectivement : ovule immobile, au cytoplasme souvent volumineux et contenant des substances de réserve, et spermatozoïde mobile grâce à un appareil flagellaire et comprenant surtout un noyau. Elles se divisent intérieurement en formant quatre (4) gamètes, un gamète de chaque diatomée s'atrophie après réduction chromosomique. Les quatre valves des deux diatomées s'écartent. Les deux gamètes fusionnent et produisent une cellule diploïde (auxospore). L'auxospore se développe en une cellule initiale de grande taille qui engendrera une grande diatomée de quatre (4) à cinq (5) fois plus grande que les diatomées initiales. Elle secrète deux nouvelles valves de silice et se dégage du cocon de mucus (Ludes et Coste, 1996).

II.1.3. Classification des Diatomées

Les diatomées appartiennent à l'Embranchement de Bacillariophyta. Cet embranchement est scindé en trois classes : La classe des Coscinodiscophyceae Round et R.M. Crawford, la classe de Fragilariophyceae Round et la classe des Bacillariophyceae Haeckel d'après Round et al., 1990.

Après les classes nous avons les sous-classes sont scindées en ordres et les ordres en familles, les familles en genres et les genres en espèces. Nous présentons ici que les genres rencontrés dans nos sites.

La classe des Coscinodiscophyceae est scindée en quatre sous-classes à savoir :

- 1) La sous-classe des Thalassiosirophyceae Round et R.M. Crawford ;
- 2) La sous-classe des Coscinodiscophycidae Round et R.M. Crawford ;

3) La sous-classe des Biddulphiophycidae Round et R.M. Crawford dont la forme des valves est variable parfois de circulaire, polygonale, à elliptique avec un nombre limité de ceintures et elle présente des verrues saillantes ou deux longues soies ;

4) La sous-classe des Rhizosoleniophycidae Round et R.M. Crawford, forme allongée ressemblant à un cylindre et présentant de nombreuses ceintures imbriquées souvent prolongées par une ou deux soies très fines.

Les deux dernières sous-classes sont des formes marines que nous rencontrerons peu dans les eaux douces.

Les sous-classes Thalassiosirophycidae et Coscinodiscophycidae ont une forme circulaire comparable à une boîte de Pétri, ronde plus ou moins aplatie ou allongée (forme de tambour).

La sous-classe des Thalassiosirophycidae comprend un ordre et deux familles :

 Thalassiosirales Glezer & Makarova

Famille des Thalassiosiraceae Lebour avec seul genre :

- *Thalassiosira* Cleve

Famille des Stephanodiscaceae Glezer & Makarova comprend cinq genres :

- *Cyclostephanos* Round,
- *Cyclotella* Kützing ex Brébisson,
- *Discotella* Houk & Klee,
- *Pantocsekiella* Kiss & Ács
- *Stephanodiscus* Ehrenberg

La sous-classe des Coscinodiscophycidae comprend trois ordres :

 Melosirales R.M. Crawford, qui comprend une famille :

Famille des Melosiraceae Kützing avec un genre

- *Melosira* C. Agardh

 Aulacoseirales R.M. Crawford comprend une famille :

Famille des Aulacoseiraceae R.M. Crawford avec un genre :

- *Aulacoseira* Thwaites

 Orthoseirales R.M. Crawford comprend une famille :

Famille des Orthoseiraceae R.M. Crawford avec un genre

- *Orthoseira* Thwaites

En ce qui concerne la sous-classe des Coscinodiscophycidae la seule famille représentée en eaux douces est celle des Aulacoseiraceae avec un seul genre : *Aulacoseira*, autrefois appelé *Melosira* (Germain, 1981).

Les classes des Fragilariophyceae et des Bacillariophyceae selon Germain (1981), sont caractérisées par les diatomées à symétrie bilatérale avec des extrémités égales ou inégales. La plupart des diatomées de ces classes, présentent sur ce plan de symétrie, un raphé qui est un canal s'ouvrant à l'extérieur par une fente interrompue par un nodule de silice central. Cette fente permet à la diatomée de communiquer avec le milieu extérieur et d'excréter le mucilage. Lorsque cette fente est atrophiée ou peu marquée, il prend le nom de pseudo-raphé. Les Pennales sans raphé sont appelées Diatomées araphidées ou crypto-raphidées.

La classe des Fragilariophyceae comporte une sous-classe et deux ordres :

La sous-classe des Fragilariophycidae qui est divisée en deux ordres :

Fragilariales Silva

Une famille : Fragilariaceae

Cette famille est caractérisée par l'absence totale de raphé et par les cellules sans cloisons internes parallèles aux valves ni côtes transapicales à l'exception des genres (*Diatoma* et *Meridion*) qui présentent des côtes trans-apicales. C'est une très grande famille bien représentée dans les eaux douces. Elle comprend onze genres :

- *Asterionella* Hassall
- *Ctenophora* Grunow ex D. M. Williams & Round
- *Diatoma* Bory
- *Fragilaria* Lungbye
- *Fragilariforma* D. M. Williams & Round
- *Meridion* C. Agardh
- *Pseudostaurosira* D. M. Williams & Round
- *Staurosira* Ehrenberg
- *Staurosirella* D. M. Williams & Round
- *Tabularia* Kützing ex D. M. Williams & Round
- *Ulnaria* (Kützing) Compère

Tabellariales Round avec une famille.

Famille des Tabellariaceae Kützing dont les cellules ont des cloisons internes incomplètes, parallèles au plan valvaire. Elle comprend un genre :

- *Tabellaria* (Ehrenberg) Kützing

La classe des Bacilliarophyceae Haeckel scindée en deux sous-classes :

La sous-classe des Eunotiophycidae D. G. Mann et la sous-classe des Baccilariophycidae D. G. Mann.

La sous-classe des Eunotiophycidae comprend un ordre :

 Eunotiales Silva

Cet ordre est caractérisé par les diatomées au raphé très court situé sur le côté de la valve plus visible sur la face connective que sur la face valvaire. Il n'y a qu'une famille dans cet ordre :

Famille des Eunotiaceae (Kützing) qui comporte quatre genres :

- *Actinella* F. W. Lewis
- *Actinollopsis* J. C. Taylor, B. Karthick Kociolek
- *Desmogonium* Ehrenberg
- *Eunotia* Ehrenberg

La sous-classe des Baccilariophycidae comprend huit ordres :

 Mastogloiales D. G. Mann

 Cymbellales D. G. Mann

 Achnanthes Silva

 Naviculales Bessey

 Thalassiosiphales D. G. Mann

 Bacillariales Hendey

 Rhopalodiales D. G. Mann

 Surirellales D. G. Mann

L'ordre des Mastogloiaceae comprend une famille :

Famille des Mastogloiaceae Mereschkowsky avec un genre :

- *Mastogloia* Thwaites ex W. Smith

L'ordre de Cymbellales comprend quatre familles :

Famille des Rhoicospheniaceae Chen & Zhu avec un genre :

- *Rhoicosphenia* Grunow

Famille des Anomoeoneidaceae D. G. Mann avec deux genres :

- *Anomoeoneis* Pfitzer

- *Staurophora* C. Mereschkowsky

Famille des Cymbellaceae Greville qui comprend six genres :

- *Afrocymbella* Krammer
- *Cymbella* C. Agardh
- *Cymbopleura* (Krammer) Krammer
- *Encyonema* Kützing
- *Encyonopsis* Krammer
- *Placoneis* Mereschkowsky

Famille des Gomphonemataceae Kützing :

Les Gomphonemataceae sont hétéropolaires en forme de coin avec raphé rectiligne et central. Deux genres très voisins et de forme identique, qui ne se diffèrent que par un point en microscopie optique :

- *Gomphonema* Ehrenberg caractérisée par la présence fixe d'un stigma isolé dans l'aréa centrale
- *Gomphosphenia* Lange-Bertalot caractérisée par l'absence de stigma dans l'area centrale.

L'ordre des Achnanthales dont le raphé présent sur une seule valve comprend trois (3) familles :

Famille des Achnanthaceae Kützing avec trois (3) genres :

- *Achnanthes* Bory
- *Lemnicola* Round and Basson
- *Psammothidium* Bukhtiyarova & Round

Famille des Cocconeidaceae Kützing avec deux (2) genres :

- *Anorthoneis* Grunow
- *Cocconeis* Ehrenberg

Famille des Achnanthidiaceae D. G. Mann avec deux genres :

- *Achnanthidium* Kützing
- *Planothidium* Round & Buhtiyarova

L'ordre des Naviculales :

Les diatomées appartenant à cet ordre possèdent un raphé médian sur la face valvaire interrompu au centre par un nodule médian mais dans lequel on observe un fin canal qui met en relation les deux parties du raphé. Les valves sont isopolaires et symétriques par rapport à l'axe apical. Cet axe est en général rectiligne parfois sigmoïde.

Il comprend douze familles à savoir :

Famille des Cavinulaceae D. G. Mann, un genre :

- *Cavinula* D. G. Mann & Stickle

Famille des Diadesmidaceae D. G. Mann, trois (3) genres :

- *Diadesmis* Kützing
- *Humidophila* R.L. Lowe, Kociolek, J.R. Johansen, Van de Vijver, Lange-Bertalot & Kopalová
- *Luticola* D. G. Mann

Famille des Amphipleuraceae Grunow, deux genres :

- *Amphipleura* Kützing
- *Frustulia* Rabenhorst

Famille des Brachysiraceae D. G. Mann, un genre :

- *Brachysira* Kützing

Famille des Neidiaceae Mereschkowsky, un genre :

- *Neidium* Pfitzer

Famille des Sellaphoraceae Mereschkowsky avec trois (3) genres :

- *Fallacia* Stickle
- *Pseudofallacia* Y. Liu, Kociolek & Q. X. Wang
- *Sellaphora* Mereschkowsky

Famille des Pinnulariaceae D. G. Mann, avec deux (2) genres :

- *Caloneis* Cleve
- *Pinnularia* Ehrenberg

Famille des Diploneidaceae D. G. Mann, un seul genre :

- *Diploneis* (Ehrenberg) Cleve

Famille des Naviculaceae Kützing comporte onze (11) genres :

- *Adlafia* Gerd Moser, Lange-Bertalot & Metzeltin
- *Capartogramma* Kufferath
- *Eolimna* Lange-Bertalot
- *Fistulifera* Lange-Bertalot
- *Geissleria* Lange-bertalot & Mtzeltin
- *Hippodonta* Lange-bertalot, Mtzeltin & Witkowski
- *Kobayasiella* Lange-bertalot
- *Mayamaea* Lange-bertalot
- *Navicula* Bory
- *Nupela* Vyvermann & Compère
- *Seminavis* D. G. Mann

Famille des Pleurosigmataceae Mereschkowsky avec deux genres :

- *Gyrosigma* Hassall
- *Pleurosigma* W. Smith

Famille des Stauroneidaceae D. G. Mann, avec deux genres :

- *Craticula* Grunow
- *Stauroneis* Ehrenberg

Famille des Incertae Sedis avec un genre :

- *Envekadea* Van de Vijver, Gligora, Hinz, Kralj & Cocquyt

L'ordre des Thalassiophysales

Famille : Catenulaceae Mereschkowsky avec deux genres :

- *Amphora* Ehrenberg ex Kützing
- *Halamphora* (Cleve) Levkov

L'ordre des Bacillariales

Famille des Bacillariaceae Ehrenberg :

La famille des Bacillariaceae présente un canal raphéen porté sur une carène plus ou moins saillante et excentrée par rapport au milieu de la valve. Ce canal communique avec l'extérieur de la cellule par des pores régulièrement espacés, alternant avec des arcades de silice réunissant le canal raphéen à la valve. Ces spores sont nommées fibules conformément à la terminologie internationale. Elle est composée de sept genres

- *Bacillaria* J. F. Gmelin
- *Denticula* Kützing
- *Gomphonitzschia* Grunow
- *Hantzschia* Grunow
- *Nitzschia* Hassall
- *Simonsenia* Lange-Bertalot
- *Tryblionella* W. Smith

L'ordre des Rhopalodiales

Famille des Rhopalodiaceae (Karsten) Topachevs kyj & Oksiyuk:

Les Rhopalodiaceae sont constituées de cellules lancéolées, plus ou moins recourbées en croissant, ou terminées par une courbe accentuée en forme de crampon, et comportent deux genres :

- *Epithemia* Kützing
- *Rhopalodia* O. Müller

L'ordre des Surirellales avec trois familles :

Famille des Auriculaceae Hendey avec un genre :

- *Auricula* A.F. Castracane

Famille des Entomoneidaceae D. G. Mann, un seul genre :

- *Entomoneis* Ehrenberg,
- *Platichthys* Lange-Bertalot, Kulikovskiy, Witkowski, Seddon & Kociolek

Famille des Surirellaceae Kützing

Les Surirellaceae ont des valves qui présentent un contour le plus souvent elliptique, rarement linéaire quelques fois constricté au centre. La carène est marginale alors que le canal raphéen entoure presque totalement les valves. Elles ont un élément différent appelé canal raphéen lequel est exceptionnellement au centre de la valve mais toujours plus ou moins excentré. Cette famille comprend dix genres :

- *Campylodiscus* Ehrenberg ex Kützing

- *Cymatopleura* W. Smith
- *Stenopterobia* (Brébisson) Van Heurck
- *Surirella* Turpin
- *Hydrosilicon* J. Brun
- *Iconella* A. Jurilj
- *Klinodiscus* A. Jurilj
- *Petrodictyon* D.G. Mann
- *Plagiodiscus* A. Grunow
- *Plagiodiscus* A. Jurilj

II.1.4 Répartition géographique et écologie des diatomées

Les diatomées sont des organismes ubiquistes, qui peuvent peupler un grand nombre de milieux différents, et établir de nombreux types de relations avec d'autres organismes. On peut les rencontrer en eau douce comme en eau salée, dans des eaux tropicales comme dans les eaux polaires, dans les glaces, dans des lacs de haute altitude (Smol et Stoermer, 2010).

Selon l'écologie de chaque espèce, les paramètres suivants tels que l'habitat, la salinité, le pH, le niveau trophique et la température influencent leur répartition dans les milieux aquatiques (Iltis, 1975 ; Servant-Vildary, 1978 ; Gasse, 1980 ; Ludes et Coste, 1996).

II.1.4.1 Habitat

Les diatomées occupent deux types d'habitat en milieu lacustre : les zones littorales et les zones pélagiques. Les zones littorales sont occupées par les diatomées périphytiques et les zones pélagiques sont occupées par les diatomées planctoniques.

On distingue les formes périphytiques libres (vagiles) des formes fixées (benthiques). Elles peuvent se fixer sur les plantes aquatiques (épiphytes), sur du bois (épidendriques), sur des cailloux (épilithiques) ou sur des vases (épipéliques). Parmi les formes planctoniques on observe les euplanctoniques qui vivent toujours dans l'eau, quel que soit leur stade de développement, les tychoplanctoniques qui vivent soit en pleine eau ou proche d'un substrat qui est généralement végétal et les méso-planctoniques qui changent d'habitat pendant leur cycle de vie.

II.1.4.2 Salinité

La classification des diatomées par rapport à la salinité a été établie en considérant la teneur totale en sels dissous dans l'eau (Gasse *et al.*, 1987). Sept groupes ont été définis suivant la quantité de sel en gramme dans un litre d'eau. Ainsi on a :

1. 0-0,5 g/L : les formes d'eaux douces ;
2. 0,5-5 g/L : les formes oligosalines ;
3. 5-20 g/L : les formes mésosalines ;
4. 20-30 g/L : les formes polysalines ;
5. 30-40 g/L : les formes eusalines ;
6. 40-60 g/L : les formes métrasalines ;
7. 60-200 g/L : les formes hypersalines.

Les eusalines sont des formes qui supportent de grandes variations de salinité.

II.1.4.3. pH

Le pH est un paramètre déterminant dans la distribution des diatomées. La classification utilisée est celle de Hustedt (1937-1939). Cinq classes sont distinguées :

1. Les acidobiontes : espèces vivant dans des eaux de pH inférieur à 7, et dont l'optimal de développement est situé à des pH voisins 7 ;
2. Les acidophiles : espèces vivant dans des eaux de pH voisin de 7 mais l'optimal de développement est inférieur à 7 ;
3. Les indifférentes ou neutres : espèces dont l'optimal de développement se situe à un pH voisin de 7 ;
4. Les alcaliphiles : espèces vivant dans des eaux de pH voisin de 7 mais dont le développement optimal est situé à au moins 9 unités de pH ;
5. Les alcalibiontes : espèces vivant à un pH supérieur à 7.

II.1.4.4. Niveau trophique

Pour le niveau trophique en eaux douces l'azote et surtout le phosphore sont un facteur limitant. Les diatomées sont indicatrices de la teneur en nutriments. Elles sont réparties en quatre classes selon la classification de Smith (1966).

1. Les eutrophes : ce sont des diatomées qui vivent dans des eaux contenant une forte concentration en éléments nutritifs, à productivité élevée ;

2. Les mésotrophes : espèces rencontrées dans des milieux moyennement concentrés en éléments nutritifs, à productivité moyenne ;
3. Les oligotrophes : espèces caractéristiques des eaux pauvres en éléments nutritifs, à faible productivité ;
4. Les dystrophes : espèces rencontrées dans les milieux très riches en acides humiques à productivité réduite.

II.1.4.5. Température

Il est difficile de mettre en évidence l'influence de la température de l'eau sur le peuplement des diatomées par le simple fait que ce facteur est dépendant des autres paramètres environnementaux (Prygiel et Coste, 2000).

II.1.5. Les différentes utilisations des diatomées

Les diatomées ont de nombreuses utilisations depuis l'alimentation jusqu'aux utilisations industrielles. Elles constituent l'un des premiers maillons des chaînes alimentaires. Elles servent d'algues « fourrage » à tous les micro-organismes « brouteurs » du zooplancton (amibes, ciliés, copépodes, nauplius, etc.) et elles constituent même l'aliment essentiel des alevins (Gastineau, 2012). Biologiquement, l'espèce *Haslea ostrearia*, qui produit la « marennine » un pigment bleu-vert, est utilisée pour le verdissement des huîtres dites « fines de claires » (Gastineau, 2012). En plus de ce verdissement, cette algue induit des qualités gustatives et organoleptiques (Prygiel et Coste, 2000). Comme les diatomées constituent une part importante du phytoplancton et qu'elles font la photosynthèse, elles contribuent largement à la fixation du dioxyde de carbone (CO_2), et donc au cycle du carbone, ainsi qu'au cycle du silicium grâce à leur enveloppe siliceuse (Kemp *et al.*, 2006). Par exemple dans les océans, elles fixent un quart du carbone inorganique par an. Au niveau industriel, la diatomite ou terre des diatomées, roche sédimentaire siliceuse biogénique constituée essentiellement des squelettes est utilisée comme composante de filtres, d'abrasifs, d'absorbants, d'insecticides (Vizinet et de Reviers, 1995). En médecine légale, les diatomées servent à diagnostiquer les noyades (Ludes et Coste, 1996).

Très sensibles aux paramètres chimiques, l'association d'espèces de diatomées est spécifique aux milieux aquatiques. L'étude des diatomées fossilisées et des diatomées actuelles permet en paléontologie de reconstituer les paléo-environnements à partir de leur étude dans les archives sédimentaires telles que les lacs (Smol et Stoermer, 2010).

Les diatomées permettent d'évaluer la qualité des milieux lacustres surtout grâce à leur sensibilité aux paramètres tels que le pH, la salinité, l'alcalinité, la température et le niveau trophique (Prygiel et Coste, 1999). Les eaux de bonne qualité et les eaux de qualité médiocre ne présentent pas les mêmes associations floristiques et pour cette raison, les diatomées sont des bonnes indicatrices de la qualité des eaux (Prygiel et Coste, 1999).

II.2. Méthode de prélèvement

Les travaux de terrain sur le lac Tchad ont été effectués dans le cadre du projet portant sur l'étude de la variabilité hydrologique et paléo-climatologique du lac Tchad coordonné par Florence Sylvestre. Depuis 2008, des missions régulières ont été réalisées sur la cuvette sud et dans l'archipel de Bol ; une seule mission, en raison des problèmes de sécurité, avait pu être effectuée en 2008 dans la cuvette nord du lac. Ces travaux ont fait l'objet d'un master 2 réalisé à l'Université de N'Gaoundéré en 2013-2014 sous la direction de Florence Sylvestre (IRD-CEREGE) et Albert Ngakou (Université de N'Gaoundéré) portant sur l'étude de la variabilité spatiale et temporelle des diatomées du lac Tchad (Rirongarti, 2014). Les échantillons de 2013 à 2014 ont été prélevés par Mahamat Nour Abdallah tous les mois. A partir de 2015, nous n'avons plus pu effectuer de missions sur le lac Tchad en raison des problèmes de sécurité liés à la présence de Boko Haram.

Pour les lacs Fitri, Iro et d'Ounianga, j'ai bénéficié de l'appui du projet de recherches financé par le Fond de Solidarité Prioritaire (FSP) coordonné par le Service de Coopération et d'Action Culturelle (SCAC) de l'Ambassade de France, la Direction de la Recherche Scientifique au Ministère de l'Enseignement Supérieur, de la Recherche et de l'Innovation (DRSMESRI) du Tchad, le Centre National d'Appui à la Recherche au Tchad (CNAR) et l'Université de N'Djamena représentant le consortium des universités et instituts tchadiens. Ce projet a pour but de renforcer la performance des chercheurs tchadiens et d'accompagner les étudiants dans la collecte des données en vue de produire leur mémoire de fin de formation. Il cible les cinq grands lacs Tchad, Fitri, Iro, Léré et d'Ounianga d'où son appellation 'Grands Ecosystèmes Lacustres Tchadiens' (GELT). Les missions sur les lacs Tchad et Léré ont été annulées à cause de l'insécurité qui prévaut dans ces régions.

Notre méthodologie de travail se résume selon les points suivants :

- Prélèvement sur le terrain de sédiments superficiels, de l'eau pour l'analyse des diatomées et la caractérisation des conditions physico-chimiques au moment du prélèvement des trois

principaux écosystèmes du lac Tchad à savoir la cuvette nord à Kouikléa (Niger), dans l'Archipel à Bol/Baga Sola et dans la cuvette sud à Guité ; dans le lac Fitri ; dans le lac Iro et dans tous lacs d'Ounianga ;

- Prélèvements de sédiments superficiels à l'aide d'une benne à sédiment de type Ponar (**Figure II.2A**) réalisés à partir d'une embarcation sur les lacs ;
- Prélèvement au filet de maille 5µm afin de prélever les diatomées vivant dans la colonne d'eau sur le même site de prélèvement des sédiments ;
- Et prélèvement sur macrophytes par raclage afin de couvrir tous les habitats possibles des diatomées.
- Au même endroit d'échantillonnage, nous avons prélevé un échantillon d'eau pour les analyses chimiques. Cette eau a été filtré dans les heures suivant son prélèvement sur filtre Millipore à 0,45µm.
- *In situ*, la mesure de température, de pH, la salinité, la conductivité et la teneur en oxygène de l'eau réalisée à l'aide d'un analyseur multiparamètre portable WTW multi 350i équipé de deux sondes, une pour les mesures de pH, et de température, une pour les mesures de conductivité et d'oxygène (**Figure II.2B**). Cette mesure a été réalisée pour chaque lieu de prélèvement.
- L'alcalinité est mesurée par titration avec un acide fort (HCl, HNO₃). Elle se définit comme la capacité de l'eau à absorber des ions H⁺ libérés par un acide fort durant un titrage jusqu'à un point déterminé (point d'équivalence). Au fur et à mesure du titrage, le pH diminue. Lorsque l'échantillon contient des carbonates, un premier point d'équivalence peut être observé aux environs de pH 8,3. Ce point correspond à la transformation des ions carbonates en bicarbonates. L'alcalinité est mesurée au deuxième point d'équivalence, celui correspondant à la transformation du bicarbonate en acide carbonique. Ce point d'équivalence se trouve aux environs de pH 4,3.
- Enfin les échantillons pour le prélèvement des diatomées ont été fixés immédiatement au formol ; ceci permet d'interrompre la multiplication de la cellule dès l'instant du prélèvement et sont ensuite ramenés au Laboratoire de préparation du Département de Géologie de l'Université de N'Djamena où ils sont conditionnés, avant d'être expédiés vers le CEREGE à Aix-en-Provence.

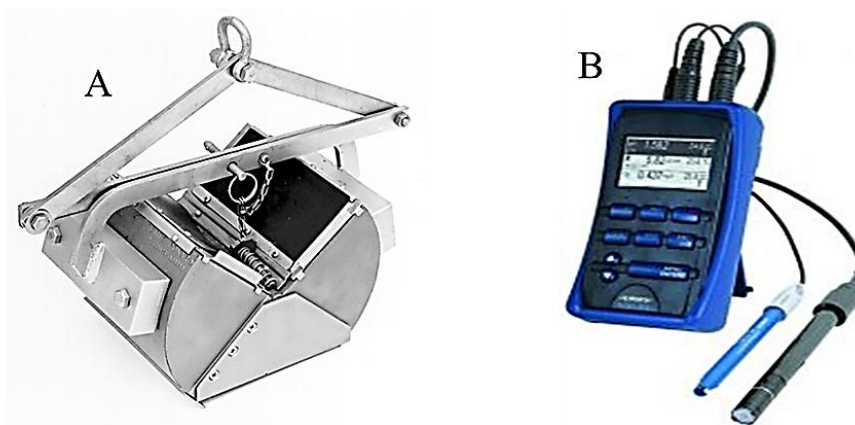


Figure II.2: (A) Benne à sédiment de type ponar et (B) analyseur d'eau multiparamètre portable WTW multi 350i

La numérotation des échantillons suit généralement la méthode suivante : les 2 ou 3 premières lettres du lac (Iro- pour le lac Iro, Fit-pour le lac Fitri, LT- pour le lac Tchad et pour les lacs d'Ounianga, nous avons affecté les lettres des différents lacs échantillonnés). Ces premières lettres sont suivies du numéro de l'échantillon, 1, 2, 3..., puis de l'année de prélèvement. Pour distinguer les échantillons prélevés avec le filet, dans les sédiments superficiels ou sur macrophytes nous avons ajouté les lettres f, s ou m respectivement.

II.3. Préparation des échantillons de diatomées

La préparation des échantillons de diatomées a pour objectif d'éliminer toute la matière organique (cytoplasme des diatomées, autres organismes, détritux) et le calcaire. L'échantillon préparé ne doit contenir que des particules siliceuses, à savoir les valves des diatomées ou des fragments de valves, ainsi que des composants minéraux. Une fraction de cet échantillon est ensuite montée entre lame et lamelle dans le baume synthétique, le Naphrax.

Le protocole mis en œuvre est celui utilisé dans la plupart des études de diatomées et présenté dans Battarbee *et al.* (2001). La préparation se déroule de la manière suivante :

- Peser le sédiment humide à traiter, environ 1gramme ;
- Faire sécher le sédiment à l'étuve à 50°C ;
- Peser le sédiment après séchage ;

- Mettre le sédiment sec dans un bûcher ;
- Ajouter HCl (10%) ; attendre la fin de la réaction s'il y a des carbonates, puis ajouter H₂O₂ (30%) afin de détruire la matière organique et de favoriser la séparation des valves de diatomées.
- Faire chauffer à la plaque chauffante (80°C) et y ajouter H₂O₂ jusqu'à absence d'effervescence.
- Rincer à l'eau distillée pour enlever les argiles. Nous effectuons un certain nombre de lavage par décantation et par siphonage successif pour éliminer les fractions organique et argileuse jusqu'à obtention d'un culot de diatomées et de matière siliceuse (quartz, phytolithes) non détruite.

II.4. Montage entre lame et lamelle

- Diluer dans un volume d'eau distillée suivant la quantité de sédiment restant.
 - Pipeter une faible quantité 200µl de ce culot préalablement bien agité pour homogénéiser la préparation.
 - Déposer la solution, sur la lamelle préalablement disposée sur un support (planche enveloppée d'un papier aluminium) et recouverte d'une fine couche d'eau
 - Une fois sèche, monter la lamelle sur la lame avec du NAPHRAX.
 - Mettre une ou deux gouttes de liquide de montage sur les lames, et les porter à ébullition. Ensuite, déposer les lamelles sur les lames jusqu'à que le liquide soit bien réparti. Sortir les lames et les déposer sur une surface froide pour permettre la solidification du liquide de montage.
 - Etiqueter les lames déjà montées et les porter à la salle de microscopie pour le comptage.
- Pour une bonne observation et un bon comptage il faut s'assurer des points suivants :

1. bonne qualité de la préparation (pureté élevée, peu de cristaux et de détritux),
2. inclusion soignée dans la résine synthétique (pas de bulles d'air, valves entièrement remplies par le baume d'inclusion),
3. dilution convenable des valves de diatomées (pas de superposition de valves de diatomées),
4. répartition homogène des valves (pas d'agglutination).

II.5. Analyse chimique des eaux

Les éléments majeurs présents dans nos échantillons ont été analysés au laboratoire du CEREGE (Aix-en-Provence) par chromatographie ionique en utilisant l'appareil Dionex

Aquion de chez ThermoFisher. Le principe de la chromatographie ionique est fondé sur les propriétés des résines échangeuses d'ions, qui permettent une fixation séquentielle des anions et des cations présents dans une solution. A travers une résine échangeuse d'ions, conditionnée dans une colonne chromatographique, circule en permanence une solution d'éluant. Lorsqu'on injecte une très faible quantité de la solution à analyser, les ions se fixent temporairement sur la résine de la colonne chromatographique. L'éluant circulant en permanence dans la colonne entraîne ensuite les ions qui sont progressivement « décrochés », après un délai qui dépend de leur affinité chimique avec la résine. Chaque espèce ionique ainsi remise en solution est détectée successivement par conductimétrie à la sortie de la colonne. La conductivité est proportionnelle à la concentration des espèces ioniques apparaissant dans la solution. Un composant supplémentaire inséré entre la colonne et le conductimètre, le « suppresseur », permet d'éliminer la composante continue du signal dû à l'éluant, afin de mieux mesurer les pics des analyses.

Des résines différentes sont utilisées pour analyser les anions et les cations. La chromatographie Ionique est une méthode bien adaptée à l'analyse des anions et cations majeurs dans les eaux naturelles : Cl^- , F^- , NO_3^- , SO_4^{2-} , Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} . Ces ions sont « conservatifs », c'est-à-dire que leurs abondances ne sont pas modifiées au cours du temps dans des conditions de stockage correctes (flacons bien fermés, réfrigération).

Les éléments majeurs de nos échantillons analysés par chromatographie ionique sont : Cl^- , F^- , NO_3^- , SO_4^{2-} , Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} . Les échantillons dont la conductivité était très élevée ont dû être dilués. Le pH et l'oxygène ont été mesurés avec un analyseur d'eau multi-paramètre portable WTW multi 350i (**Figure II.2B**) et l'alcalinité a été mesuré par titrage potentiométrique avec H_2SO_4 lors du prélèvement.

II.6. Détermination taxonomique des espèces des diatomées

L'évaluation de la fréquence des différentes espèces dans un échantillon est effectuée par comptage sur un microscope photonique Nikon 80i avec un objectif à immersion x100 et une paire d'oculaires x10. Le comptage se fait en balayant la lame selon un nombre de transects suivant la richesse de la lame en diatomée au moins six transects par échantillon. L'unité de comptage est la valve ; les fragments de valves ne sont pas pris en compte. Un minimum de 400 valves par échantillon a été compté pour chaque échantillon.

La systématique utilisée pour la détermination des espèces est basée sur celle définie par Krammer et Lange-Berthalot (1986, 1988, 1991a, 1991b), de Germain (1981), et de Gasse

(1980). Les espèces dont l'identification est encore incertaine sont laissées en nomenclature ouverte (sp, aff).

II.7. Evaluation de la teneur en diatomées des échantillons

L'évaluation de la teneur en diatomées se fait en comptant le nombre de valves dans une quantité connue de l'échantillon tout en connaissant le poids sec de l'échantillon traité et la dilution et aussi la quantité de l'échantillon déposée sur la lamelle. Après avoir monté entre lame et lamelle l'échantillon traité, on compte le nombre de valves dans 10 champs choisis d'une manière aléatoire sur la lame, on obtient un nombre total de valves que l'on divise par le nombre des champs comptés pour avoir la moyenne des valves par champs.

Pour obtenir la concentration en valves par gramme de sédiment sec, on multiplie la moyenne par le nombre total de champs dans la lamelle multipliée encore par le volume de la dilution et on divise le tout par le volume de l'échantillon déposé sur la lamelle multiplié par le poids sec de l'échantillon traité.

$$C = \text{moyenne} \times \text{nbre total de champs} \times \text{volume de dilution} / \text{vol sur lamelle} \times \text{poids sec}$$

Ne connaissant pas le poids au départ des macrophytes (végétaux aquatiques) sur lesquels peuvent se poser les diatomées, la mesure de la teneur de ces échantillons n'est pas faite. Du coup, l'appréciation va être qualitative.

II.8 Evaluation de la diversité des peuplements

La diversité spécifique du peuplement a été calculée pour chaque prélèvement en appliquant deux indices. L'indice de SHANNON a été utilisé afin de calculer la diversité spécifique du peuplement et l'indice d'équitabilité.

L'indice de SHANNON (H'), est la quantité d'information apportée par un échantillon sur les structures du peuplement dont provient l'échantillon et sur la façon dont les individus y sont répartis entre diverses espèces (Shannon et Weaver, 1948).

La diversité est la fonction de la probabilité P_i de présence de chaque espèce i par rapport au nombre total d'individus. Il se calcule par la formule suivante :

$$H' = -\sum P_i \log_2 P_i$$

Avec : $P_i = n_i/N$.

H' : indice de diversité spécifique.

S : nombre d'espèce taxonomique.

n_i : nombre d'individu par espèce taxonomique.

N : nombre d'individus par échantillon.

L'équitabilité ou équirépartition constitue une seconde dimension fondamentale de la diversité (Ramade, 2009). C'est la distribution du nombre d'individus par espèce. Elle est le rapport entre la diversité maximale (H_{max}), et s'exprime comme suit :

$$E = H' / H_{max}$$

$$H_{max} = \log_2 (S)$$

S : est le nombre d'espèces formant le peuplement.

L'équitabilité permet de comparer les structures des peuplements des diatomées

La valeur H' est égale à zéro si l'ensemble de l'échantillon contient une seule espèce, par contre elle est égale à $\log_2 (S)$ si toutes les espèces contiennent le même nombre d'individus, sachant que les deux valeurs sont les limites d'un intervalle dans laquelle H' est variable.

II.9 Evaluation de la variabilité de la composition floristique par les analyses statistiques multivariées.

L'approche statistique que nous abordons est basée sur de nombreux ouvrages dont Sanders (1989), Birks et al. (2012) et David (2017). Ces analyses sont réalisées à l'aide des logiciels XLStat 2019.3.1 (Addinsoft, 2019) et CANOCO (Ter Braak, 1986 ; <http://www.canoco5.com/>).

L'objectif de ces analyses multidimensionnelles est de représenter dans un espace à dimension réduite la ressemblance ou la dissemblance entre objets et descripteurs. Ces analyses passent obligatoirement par une perte d'information mais elles ont le mérite de tenir compte simultanément de plusieurs variables. Les modèles de classifications choisis ici, sont l'analyse factorielle des correspondances (AFC) et l'analyse canonique des correspondances (ACC).

❖ L'analyse Factorielle des correspondances

L'analyse factorielle des correspondances (AFC) a été réalisée sur la flore des diatomées afin de hiérarchiser l'information contenue dans le tableau de données par le calcul des allongements successifs d'un nuage de points dans des espaces vectoriels de dimension élevée et de mettre en évidence les facteurs susceptibles d'expliquer la répartition des variables, signifiant les réalités écologiques et les relations entre les échantillons et les espèces. Elle permet de définir des assemblages des diatomées c'est-à-dire les espèces se comportant de manière similaire.

Elle dégage les relations entre :

- ✓ Les variables, c'est-à-dire les échantillons eux-mêmes ;
- ✓ Les individus, c'est-à-dire les espèces elles-mêmes ;

- ✓ Les individus et les variables.

❖ L'analyse canonique des correspondances (ACC)

La relation entre la flore de diatomées et les paramètres environnementaux a été réalisée à l'aide d'une analyse canonique des correspondances (ACC). L'analyse canonique des correspondances est définie par ter Braak (1986) comme la recherche d'une combinaison linéaire de variables quantitatives (mesures du milieu) maximisant la variance des moyennes conditionnelles par colonnes (espèces) d'un tableau floristique. Cette méthode d'ordination de relations espèce - milieu traite un ensemble de données comportant n relevés écologiques. Chacun d'entre eux porte une mesure de l'abondance de t espèces et des mesures quantitatives pour p variables environnementales.

Dans notre étude, elle a été réalisée à partir de taxons de diatomées définies par leur abondance absolue dans des échantillons. Toutes les variables mesurées sur le terrain (conductivité, pH, alcalinité à l'exception de la température de l'eau) et analysées en laboratoire (Na^+ , K^+ , Mg^{2+} , Ca^{2+} , Cl^- , SO_4^{2-}) sont introduites dans l'analyse. Dans certains cas, tels que les lacs d'Ounianga, nous avons introduit la valeur transformée en $\log_{10}$ pour la conductivité afin de minimiser la dispersion des valeurs ; les cations et les anions ont été introduits en abondance relative (%) exprimés respectivement par rapport à la somme totale des cations et des anions.

Les résultats obtenus sont représentés sur des graphiques où les espèces et les relevés sont représentés par des points et les variables de l'environnement par des flèches. L'interprétation de ces graphiques repose sur la longueur et l'angle des flèches par rapport aux axes factoriels : plus la flèche sera longue et proche d'un axe, plus elle sera corrélée et significative. La longueur des flèches indique l'importance relative de la variable dans l'explication de la variance des diatomées et l'orientation, sa corrélation approximative avec les axes factoriels. Chaque flèche indique l'effet marginal de la variable d'environnement particulière sur les scores d'échantillon dans le diagramme d'ordination. Chaque flèche (représentant généralement une variable numérique) indique approximativement la direction de la plus forte augmentation des valeurs de la variable environnementale. Cette direction est aussi celle de la plus forte augmentation de la covariance de la variable environnementale avec les espèces. Les variables qui expliquent bien la distribution des échantillons et des taxons sur les axes factoriels sont caractérisées par un 'facteur d'inflation de la variation de chaque variable explicative' (VIFE) inférieur à 20. Les variables avec un VIFE élevé n'apportent aucune contribution unique au pouvoir explicatif de toutes les variables explicatives. La corrélation des

variables est également indiquée par les corrélations, variant entre 0 et 1/-1. Plus sa valeur est proche de 1/-1, plus la variable est corrélée au facteur et significative de l'explication de la répartition des relevés.

II.10 Les fonctions de transfert

Sur la base des résultats de l'ACC, nous avons recherché à quantifier la relation entre les espèces de diatomées et les paramètres physico-chimiques dont l'analyse ACC met en évidence leur importance dans la distribution des espèces de diatomées. Les fonctions de transfert permettent d'estimer ces paramètres écologiques dans le passé. De nombreux travaux ont démontré que les fonctions de transfert développées à partir de diatomées constituent un outil essentiel pour générer des estimations paléoclimatiques quantitatives à haute résolution (Gasse et Tékai, 1983 ; Fritz *et al.*, 1991, 1993 ; Roux *et al.*, 1991 ; Gasse *et al.*, 1995 ; Reed, 1998 ; Roberts et McMinn, 1998). En appliquant une fonction de transfert qui modélise la réponse des espèces le long d'un gradient de chimie de l'eau dans un jeu de données d'étalonnage moderne, les changements dans la composition de l'assemblage de diatomées fossiles dans les sédiments peuvent être interprétés.

Les fonctions de transfert ont été développées en utilisant la méthode des moyennes pondérées ordinaires (WA) et des méthodes WA à la pondération réduite (WA-Tol) (ter Braak et van Dam, 1989). Nous avons utilisé le logiciel C2 (Juggins, 2003 ; <https://www.staff.ncl.ac.uk/stephen.juggins/software/code/C2Description.pdf>). Le principe général de la méthode repose sur le calcul des valeurs optimales et de tolérance. Pour chaque variable environnementale et pour chaque espèce de diatomée, la valeur optimale d'une variable environnementale est calculée sur la base de l'abondance des espèces dans la base de données actuelles. L'optimum est une valeur théorique du paramètre environnemental pour lequel l'espèce rencontre les conditions favorables pour son développement optimal. Le paramètre de tolérance est une valeur théorique représentant la capacité de conservation de l'espèce, lorsqu'elle s'écarte de la valeur optimale. La procédure de désensibilisation a été appliquée, en utilisant à la fois des méthodes classiques (C) et inverses (I). Nous avons également appliqué des procédures de rééchantillonnage (Bootstrap, jackknife) étant donné le grand effectif des échantillons actuels (119 échantillons). Les performances de la fonction de transfert ont été évaluées en utilisant plusieurs paramètres. Le RMSE est l'erreur quadratique moyenne sur les estimations ; R^2 est le coefficient de corrélation entre l'estimation de la diatomée et les valeurs mesurées et le Max Bias qui indique la 'prédictabilité' de la fonction de transfert.

CHAPITRE III : LE LAC IRO



Le lac Iro
(Crédit J.C. Doumnang Février 2016)

III.1. Localisation des échantillons

Vingt et un échantillons (cinq macrophytes, huit filets et huit sédiments) ont été prélevés dans le lac Iro sur deux ans en mars 2015 et en mars 2016 (**Tableau III.1 ; Figure III.I**). Tous ont fait l'objet d'une observation avant traitement pour contrôler la présence de diatomées. Après cette observation préliminaire, 12 échantillons ont fait l'objet d'une observation en microscopie dû à la présence de diatomées. Mais au final, seuls 7 échantillons ont pu faire

l'objet de détermination taxonomique et de comptage, les cinq autres ne présentant pas assez de frustules pour un dénombrement.

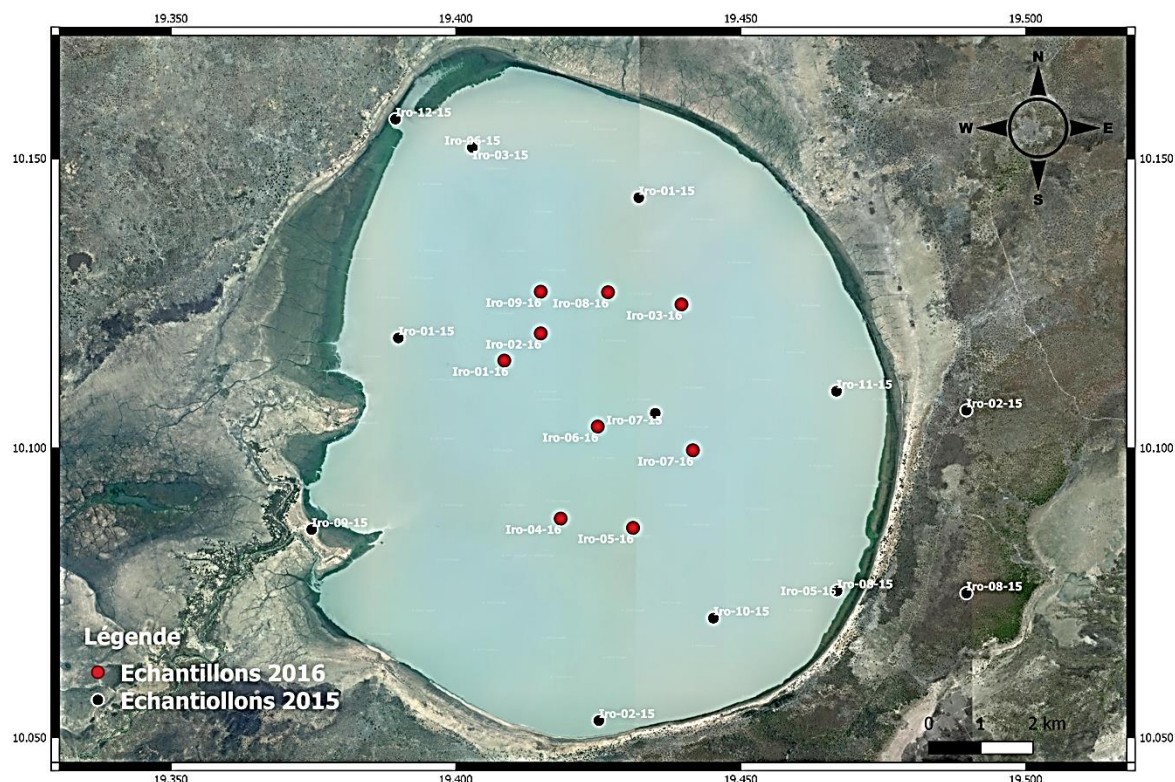


Figure III.1. Lac Iro : Localisation des échantillons prélevés dans le lac Iro

III.2. Les paramètres physico-chimiques

Les échantillons du lac Iro ont été prélevés à des profondeurs allant de 0,50 m à 1,90 m (**Tableau III.1**). Ces échantillons présentent un pH compris entre 7,45 et 8,47.

Tableau III.1. Lac Iro : Localisation des échantillons et mesures des paramètres physico-chimiques

Date prélèvement	Nom échantillon	Latitude Nord	Longitude Est	Profondeur (m)	pH	Conductivité $\mu\text{S.cm}^{-1}$	TDS (mg.l^{-1})	Salinité	O ₂ (%)	O ₂ (mg.l^{-1})	Température (°C)	Transparence (cm)
Mission Iro 2015												
04/03/2015	Iro-01-15	10°07'96.6"	19°24'116"	1,7	8,27	174,4	175	0	65,7	4,7	29,2	
05/03/2015	Iro-02-15	10°05'84.5"	19°23'383"	1,6	8,2	170,9	171	0	65,6	4,94	28	20
05/03/2015	Iro-03-15	10°04'30.8"	19°23'383"	1,6	8,3	168,9	169	0	71,8	5,22	29	10
05/03/2015	Iro-04-15	10°07'09.2"	19°23'24.9"	1,4	8,1	171,5	171	0	65,4	4,7	29,2	8
06/03/2015	Iro-05-15	10°03'11.4"	19°24'91.6"	0,9	8,2	169,9	169	0	65,7	4,79	30,9	10
07/03/2015	Iro-06-15	10°09'07.3"	19°23'70.8"	1,5	8,1	173,5	174	0	64,5	4,44	31	10
07/03/2015	Iro-07-15	10°05'82.2"	19°26'06.6"	2	8,4	168,8	169	0	70,9	5,02	30,5	10
08/03/2015	Iro-10-15	10°03'74.7"	19°26'43.3"	1,7	8,4	169,9	170	0	75	5,21	31,6	10
08/03/2015	Iro-11-15	10°06'35.8"	19°27'61.0"	1,7	8,4	166,9	169	0	78	5,33	32,6	
08/03/2015	Iro-12-15	10°08'85.1"	19°23'22.4"	0,5	7,4	180	169	0	32	2,39	33	
Mission Iro 2016												
16/03/2016	Iro-06-16	10°06'14.0"	19°17'06.3"	1,8	8,4	163,3	164	0	27,2	2,1	28,3	15
18/03/2016	Iro-09-16	10°07'37.6"	19°24'54.0"	1,9	8,3	166	166	0	10,7	0,61	28,9	15

La salinité est nulle dans tous les échantillons. La conductivité est comprise entre 163,3 $\mu\text{S.cm}^{-1}$ et 180 $\mu\text{S.cm}^{-1}$. La température de l'eau de surface était relativement élevée comprise entre 28 et 33°C au moment de prélèvement. La saturation en oxygène est de 10,7% à 71,8% et l'oxygène dissous est compris entre 0,61 et 5,33 mg/l.

III.3. Description de la flore des diatomées

Dans le lac Iro, 32 taxons répartis dans 19 genres ont été répertoriés. C'est un lac où les diatomées sont très peu abondantes. Les 7 échantillons qui ont fait l'objet d'un comptage sont 2 échantillons de sédiment Iro 1-15(S) et Iro 2-15(S) dont le nombre total d'individus comptés n'atteint pas 50, trois échantillons de filet Iro 1-15(F), Iro 6-16(F) et Iro 9-16(F) et deux échantillons de macrophytes Iro 2-15m et Iro 8-15m (**Figure III.1**).

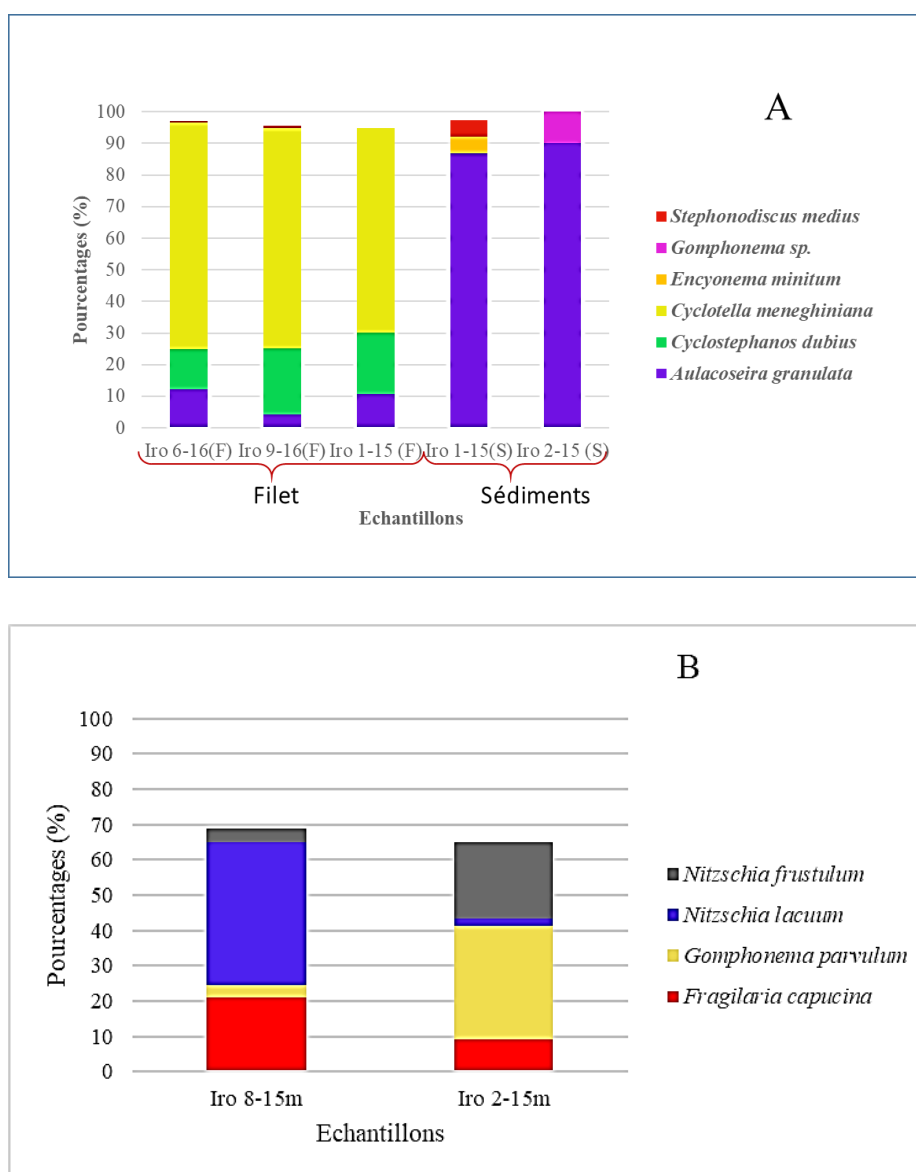


Figure III.1. Lac Iro : Abondance relative des espèces de diatomées dominantes dans les échantillons de sédiments et de filets (A) et dans les échantillons prélevés sur macrophytes (B).

L'espèce *Aulacoseira granulata* est quasi-monospécifique dans les échantillons de sédiment Iro1-15(S) et Iro 2-15(S) respectivement à 86,8% et 90%. *Cyclotella meneghiniana* est fortement représentée dans les trois échantillons de filet avec un pourcentage de 64,9% pour Iro 1-15(F), 71,6% pour Iro 6-16(F) et 69,7 pour Iro 9-16(F). Elle est suivie de *Cyclostephanos dubius* 19,2% pour Iro 1-15(F), 12,8% pour Iro 6-16(F) et 20,8% pour Iro 9-16(F) (**Figure III.1A**). *Aulacoseira granulata* est aussi représentée à 10,81% dans le Iro 1-15(F), 12,2% dans Iro 6-16(E). Les échantillons de macrophytes sont composés d'espèces différentes. Par exemple, dans Iro 2-15m, on observe une dominance de *Gomphonema parvulum* 32,1%, suivie de *Nitzschia frustulum* 21,9% et d'*Encyonema silesiacum* 10,7% (**Figure III.1B**). Dans Iro 8-15m, *Nitzschia lacuum* représente 40,3% de l'assemblage, suivie de *Fragilaria capucina* 20,1% et de *Discotella stelligera* 10,6%.

III.4. La teneur des échantillons en diatomées

Le lac Iro est un lac très pauvre en diatomées. Les prélèvements de sédiment Iro 1-15(S) et Iro 2-15(S) n'ont pas fait l'objet de mesures de la teneur en diatomées. Les lames entièrement parcourues de ces deux échantillons permettent d'obtenir un effectif de seulement 48 valves. La teneur en diatomées des échantillons prélevés sur macrophytes n'a pas fait l'objet de mesures par faute de poids au départ. Seuls les prélèvements de filet ont fait l'objet de mesures de la teneur en diatomées. Ils présentent une teneur de $8 \cdot 10^6$ pour Iro 6-16(F), $10 \cdot 10^6$ pour Iro 9-16(F) et $2 \cdot 10^6$ pour Iro 1-15(F) (**Tableau III.2**).

Tableau III.2. Lac Iro : Evaluation quantitative de la teneur en valves de diatomées par échantillon

	Moyenne/Champs	Moyenne x nbre de champs sur la lamelle	Volume de dilution (ml)	Volume éch. Lamelle (ml)	Poids sec échantillon (g)	Concentration $\times 10^6$ en valves/ g de sédiment sec
Iro 6-16(F)	3	23232	50	0,2	0,67	8
Iro 9-16(F)	3	23232	50	0,2	0,58	10
Iro 1-15 (F)	1,6	12390,4	10	0,2	0,28	2

III.5. Les indices de diversité

Les indices de diversité sont compris entre 0,47 et 2,73 et les indices d'équitabilité entre 0,38 et 0,75. Seuls les échantillons prélevés sur macrophytes ont une valeur relativement élevée. Les deux échantillons Iro 2-15m et Iro 8-15m présentent respectivement 2,70 et 2,73 pour l'indice de Shannon et 0,75 et 0,68 pour l'indice d'équitabilité. Par ailleurs les échantillons Iro 6-16(F), Iro 9-16(F) et Iro 1-15 (F) ont comme valeurs d'indices de Shannon et d'équitabilité respectivement comprises entre 1,34 et 1,59, et 0,39 et 0,42. Les échantillons Iro 1-15 (S) et Iro 2-15(S) ont de faibles valeurs d'indices de Shannon et d'équitabilité.

CHAPITRE IV : LE LAC FITRI



*La pression animale autour du lac fitri,
(Crédit F. SYLVESTRE)*

IV.1 Localisation des échantillons

Deux missions de prélèvement en Février 2015 et Février 2016 ont été réalisées. La **figure IV.1** montre les différents points de prélèvement des deux années, 2015 en rouge et 2016 en violet

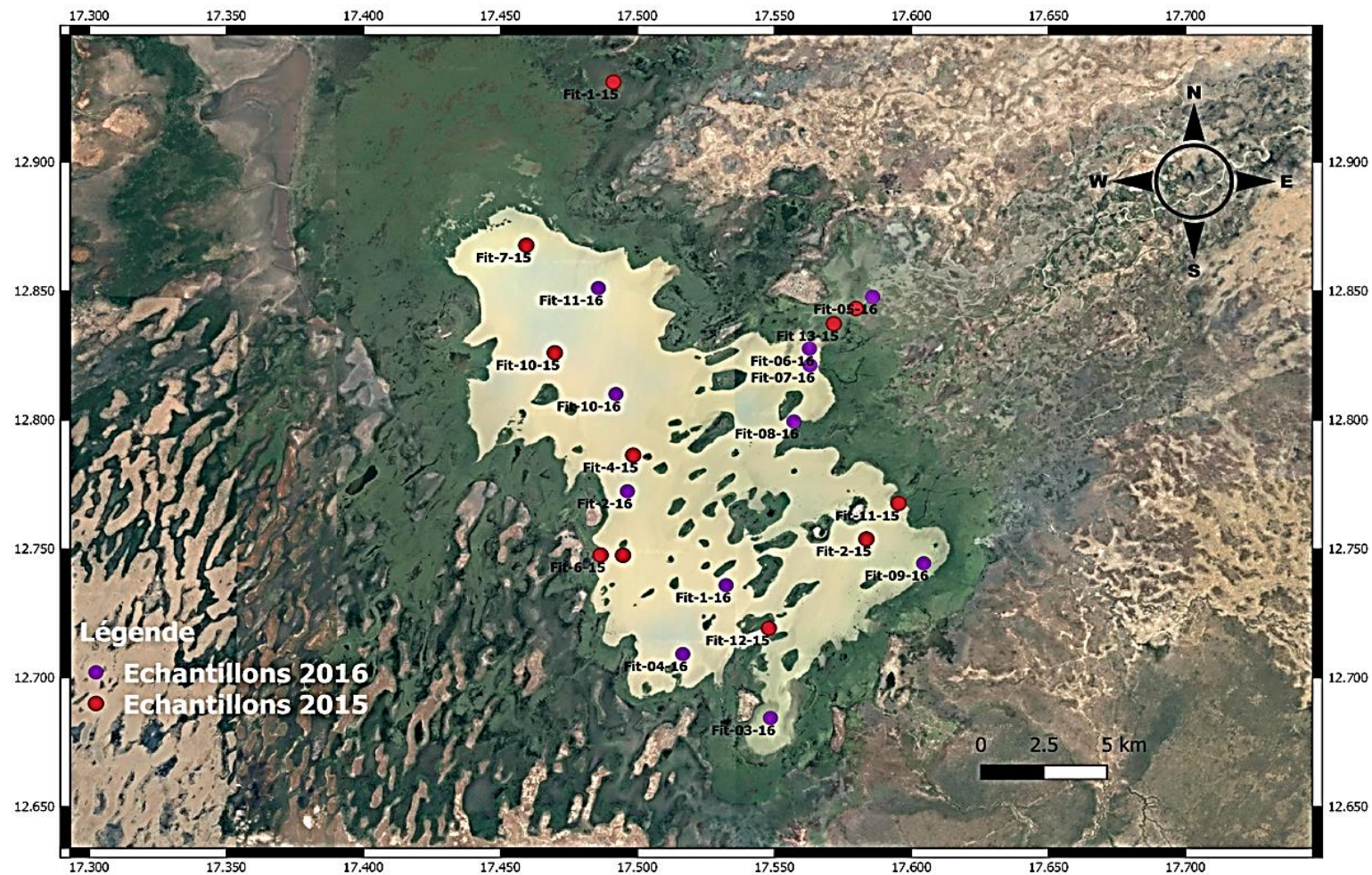


Figure VI.1. Lac Fitri : Localisation des échantillons prélevés dans le lac Fitri

IV.2 Les paramètres physico-chimiques

Toutes les données de températures, pH, salinité et conductivité, pour chaque échantillon sont présentées dans le **Tableau IV.1**. Les échantillons ont été prélevés dans l'ensemble du lac à des profondeurs allant de 0,1 à 2,5m. Ils présentent un pH compris entre 7,3 et 9,33. Le pH le plus élevé est observé dans Fit-5-15, les échantillons Fit-1-15, Fit-11-15, Fit-12-15, Fit 13-15, Fit 14-15 présentant un pH proche de la neutralité. La température de ces échantillons est relativement élevée comprise entre 14,7 et 28°C.

La salinité est nulle dans tous les échantillons. La conductivité est comprise entre 134,2 $\mu\text{S.cm}^{-1}$ et 228 $\mu\text{S.cm}^{-1}$. L'échantillon Fit-1-15 qui a le plus faible pH est celui qui a la valeur de conductivité élevée de 228 $\mu\text{S.cm}^{-1}$. La saturation en oxygène est de 22% à 185%. Le même échantillon Fit-1-15 a la valeur du taux de saturation en oxygène la plus faible c'est-à-dire 22%. L'oxygène dissout est compris entre 0,9mg/l et 16,67 mg/l.

Tableau IV.1. Lac Fitri : Localisation des échantillons et mesures des paramètres physico-chimiques

Date de prélèvement	Nom Echantillon	Latitude Nord	Longitude Est	Alcalinité (mg/l)	Cl ⁻ (mg/l)	SO ₄ ²⁻ (mg/l)	Na ⁺ (mg/l)	K ⁺ (mg/l)	Mg ²⁺ (mg/l)	Ca ²⁺ (mg/l)	Profondeur (m)	pH	Conductivité ($\mu\text{S/Cm}^{-1}$)	TDS (mg/l)	O ₂ (%)	O ₂ (mg/l)	Temp (°C)
19/02/2015	Fit 1-15s	12°52'55.2"	17°29'28.7"	107,36	0,895	1,300	7,702	5,481	4,377	16,468	0,5	7,3	228	**	22	1,71	21,6
20/02/2015	Fit 2-15f	12°45'14.2"	17°35'01.3"	66,54	0,96	1,17	8,00	5,65	4,54	16,74	2	8,12	139	**	93	7,7	23
	Fit 3-15m2	12°43'27.8"	17°34'68.3"	66,14	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	1,3	8,18	160,5	161	76,5	0,9	16,5
	Fit 3-15m3	12°43'27.8"	17°34'68.3"	66,14	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	1,3	8,18	160,5	161	76,5	0,9	16,5
	Fit 3-15m4	12°43'27.8"	17°34'68.3"	66,14	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	1,3	8,18	160,5	161	76,5	0,9	16,5
	Fit 3-15m1	12°43'27.8"	17°34'68.3"	66,14	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	1,3	8,18	160,5	161	76,5	0,9	16,5
21/02/2015	Fit 4-15f	12°47'11.3"	17°29'54.6"	66,14	0,88	1,30	7,70	5,48	4,38	16,47	2,5	8,21	136	136	100,6	7,81	26,4
	Fit 4-15s	12°47'11.3"	17°29'54.6"	66,14	0,88	1,30	7,70	5,48	4,38	16,47	2,5	8,21	136	136	100,6	7,81	26,4
	Fit 5-15m1	12°44'51.5"	17°29'41.3"	66,14	0,895	1,300	7,702	5,481	4,377	16,468	1,2	9,34	136,3	137	101,9	7,7	28
	Fit 5-15m2	12°44'51.5"	17°29'41.3"	66,14	0,895	1,300	7,702	5,481	4,377	16,468	1,2	9,34	136,3	137	101,9	7,7	28
	Fit 5-15m3	12°44'51.5"	17°29'41.3"	66,14	0,895	1,300	7,702	5,481	4,377	16,468	1,2	9,34	136,3	137	101,9	7,7	28
	Fit 5-15s	12°44'51.5"	17°29'41.3"	66,14	0,895	1,300	7,702	5,481	4,377	16,468	1,2	9,34	136,3	137	101,9	7,7	28
22/02/2015	Fit 7-15f	12°52'04.4"	17°27'34.2"	107,36	0,72	0,96	6,53	5,43	3,88	13,89	1,4	8,02	134,7	135	90,2	7,44	22,5
	Fit 7-15s	12°52'04.4"	17°27'34.2"	107,36	0,72	0,96	6,53	5,43	3,88	13,89	1,4	8,02	134,7	135	90,2	7,44	22,5
	Fit 10-15f	12°49'34.0"	17°28'11.8"	107,36	0,84	1,16	6,30	5,20	3,74	13,32	1,9	8,5	134,2	134	116	8,4	31
	Fit 10-15s	12°49'34.0"	17°28'11.8"	107,36	0,84	1,16	6,30	5,20	3,74	13,32	1,9	8,5	134,2	134	116	8,4	31
	Fit 12-15f	12°43'09.8"	17°32'53.0"	98,68	0,87	1,30	7,76	5,67	4,60	16,89	1,57	7,61	140,3	140	**	6,42	25,2
25/02/2015	Fit 13-15s	12°50'14.7"	17°34'18.2"	66,14	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	0,6	7,5	178,07	177	56,6	4,9	20,5
	Fit 14-15s	12°50'35.9"	17°34'47.3"	66,14	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	0,95	7,9	192,6	193	75,8	6,66	19,9
29/01/2016	Fit 1-16f	12°44'09.6"	17°31'56.7"	98,68	0,87	1,30	7,76	5,67	4,60	16,89	2,1	8,26	152,8	153	109,4	9,8	16,8
	Fit 2-16f	12°46'20.9"	17°29'47.3"	66,14	0,88	1,30	7,70	5,48	4,38	16,47	2,3	8,21	151,5	152	149,3	14,21	17
01/02/2016	Fit 3-16f	12°41'04.3"	17°32'55.0"	97,46	0,79	1,02	8,00	5,60	4,60	16,47	1,6	8,7	156,7	157	185	16,67	18,7
	Fit 4-16f	12°42'33.7"	17°31'00.4"	98,68	0,79	1,02	8,00	5,60	4,60	16,47	2,1	8,29	154,9	155	145	12,58	20,5
	Fit 6-16f	12°49'39.9"	17°33'46.2"	97,74	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	1,3	8,18	160,5	161	76,5	0,9	16,5
	Fit 8-16f	12°47'58.5"	17°33'25.8"	101,94	1,15	1,15	8,27	5,82	4,50	17,05	1,4	8,01	158,2	158	79,5	7,15	19,5
	Fit 9-16f	12°44'40.2"	17°36'16.2"	97,80	0,96	1,17	8,00	5,65	4,54	16,74	1,7	8,31	156,4	156	80,5	7,25	20,2
	Fit 10-16f	12°48'36.4"	17°29'32.2"	98,41	0,94	1,28	7,85	5,46	4,28	16,55	2,1	8,43	154	155	80,8	6,74	20,2
	Fit 11-16f	12°51'04.4"	17°29'09.1"	107,36	0,895	1,300	7,702	5,481	4,377	16,468	1,8	8,44	154	153	82	8,44	23,3
	** Paramètres non mesurés																

Les échantillons du lac Fitri présentent une composition chimique homogène. On observe deux faciès chimiques mais un seul faciès semble dominant, le faciès bicarbonaté calcique sodique potassique puis le faciès sulfaté calcique sodique potassique que présentent les échantillons Fit

13-15, Fit 3-15, Fit 3-15m1, Fit 3-15m2, Fit 3-15m3, Fit 3-15m4, Fit 2-15, Fit 4-15, Fit 5-15, Fit 5-15m1, Fit 5-15m2, Fit 5-15m3, Fit 6-15, Fit 11-15, Fit 14-15, Fit 2-16 (**Figure IV.2**).

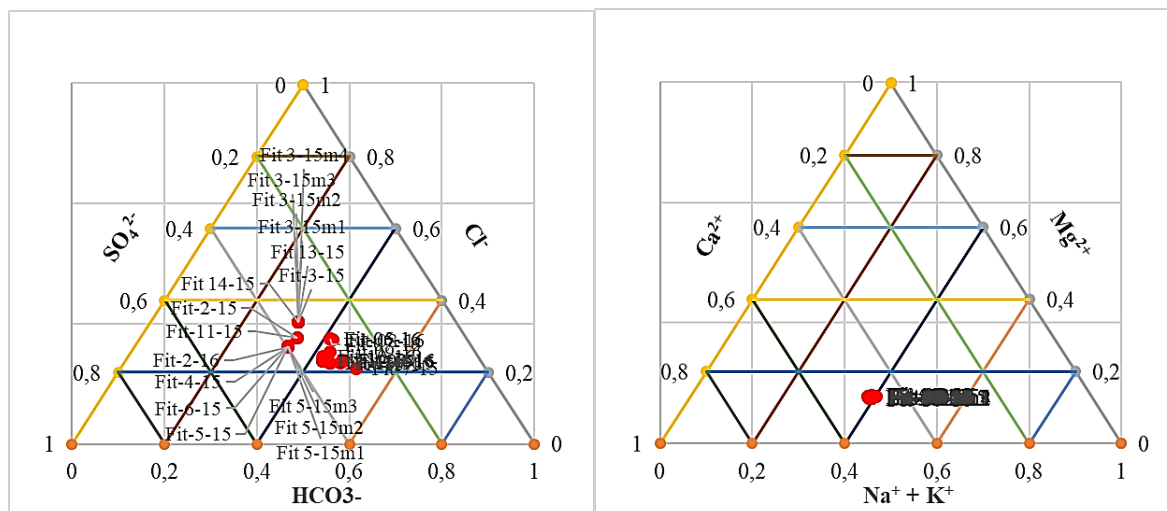


Figure IV.2. Lac Fitri : Caractéristiques chimiques (éléments majeurs) du lac Fitri

IV.3 Description de la flore des diatomées

Un total de 42 échantillons de sédiments, filets et macrophytes a été récolté pendant les deux missions (2015-2016) sur le lac Fitri. 28 échantillons sont traités et comptés. Les 14 autres (sédiments et filets) ne sont pas comptés à cause de l'absence de diatomées. Les résultats sont présentés en abondance absolue de chaque espèce dans chaque échantillon (**Annexe 1**). La liste des espèces déterminées, les abondances absolues, les photographies de quelques espèces caractéristiques de la flore des diatomées sont présentées en **annexes** de ce mémoire.

Après le comptage des 28 échantillons (7 échantillons de sédiments, 14 échantillons de filets et 7 échantillons de macrophytes), 137 taxons répartis dans 45 genres ont été déterminés (**Annexe 1**). L'espèce la plus fortement représentée dans la majorité des échantillons de filet et de sédiment est *Aulacoseira granulata* (**Figure IV.3A**).

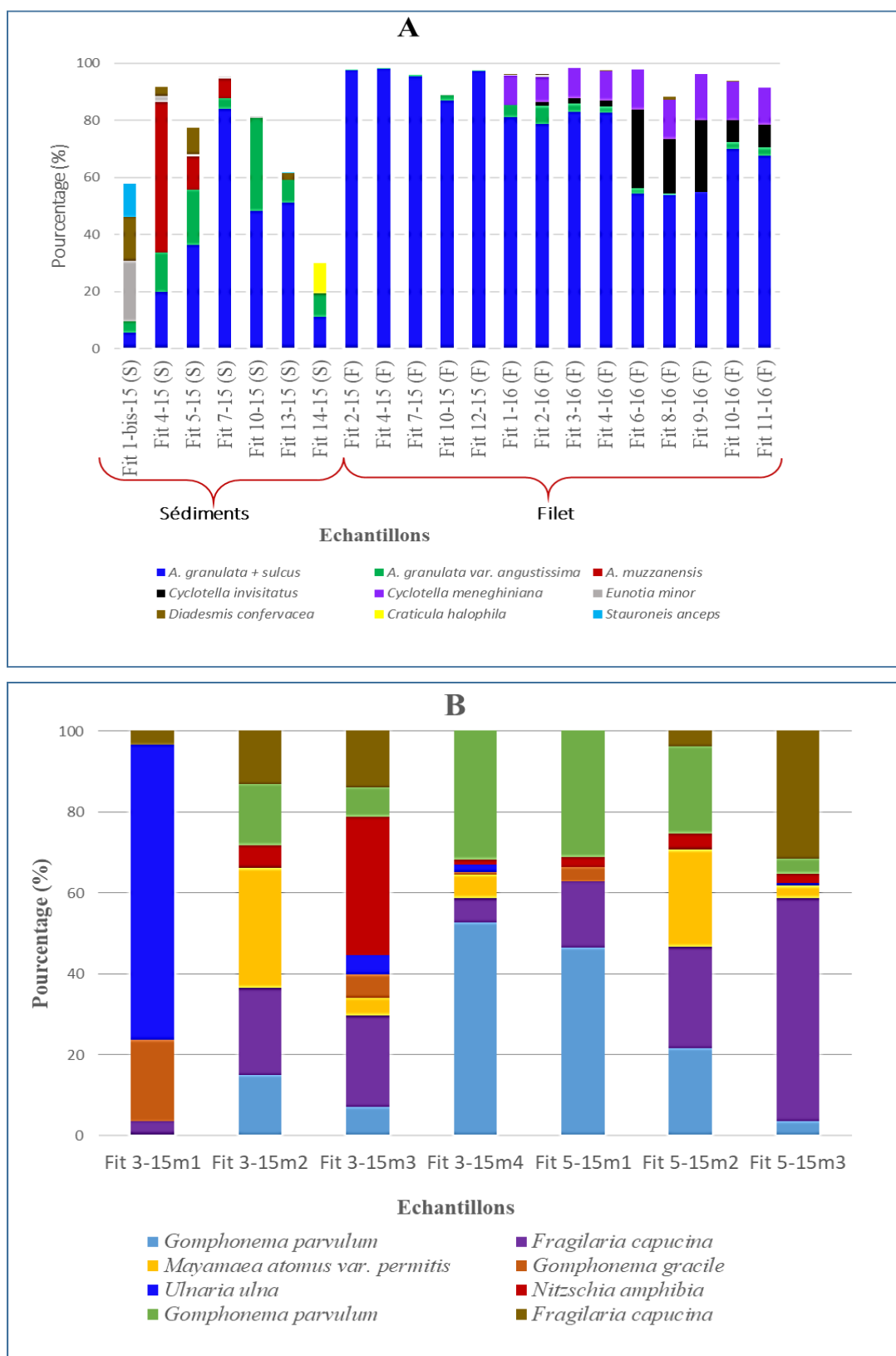


Figure IV.3. Lac Fitri : Abondance relative des espèces de diatomées dominantes
A : Sédiments et Filets, B : Macrophytes

Elle représente entre 50% et 98% des assemblages floristiques dans les échantillons Fit 7-15s, Fit 13-15s, Fit 14-15s, Fit 2-15f, Fit 4-15f, Fit 7-15f, Fit 10-15f, Fit 12-15f, Fit 1-16f, Fit 2-16f, Fit 3-16f, Fit 4-16f, Fit 6-16f, Fit 8-16f, Fit 9-16f, Fit 10-16f, Fit 11-16f. Elle domine aussi dans l'échantillon Fit 5-15s à 36,2% suivie d'*Aulacoseira granulata* var *angustissima* à 19,6% et d'*Aulacoseira muzzanensis* (**Figure IV.3A**). Cette dernière est représentée à 52,6% dans Fit 4-15s, associée à *Aulacoseira granulata* (20%) et à *Aulacoseira granulata* var *angustissima* (13,7%) (**Figure IV.3A**). Dans Fit 10-15s *Aulacoseira granulata* représente 48,3% suivie de 32,6% d'*Aulacoseira granulata* var *angustissima* (**Figure IV.3A**). L'assemblage floristique de Fit 1-15s est dominé par *Eunotia minor* (21,1%) suivie de *Diadesmis confervacea* (15,4%) et de *Stauroneis anceps* (11,5%) (**Figure IV.3A**). Dans Fit 14-15s, *Aulacoseira granulata* domine avec 11,2% suivie de *Craticula halophila* (10,7%) (**Figure IV.3A**). L'espèce qui suit *Aulacoseira granulata* dans les échantillons Fit 6-16f, Fit 8-16f, Fit 9-16f est *Cyclostephanos invisitatus* avec des proportions respectives de 27,5%, 19,2%, 25,4% (**Figure IV.3A**). *Cyclotella meneghiniana* est associée à *Aulacoseira granulata* dans Fit 10-16f, Fit 11-16f avec 13,5% et 12,8% respectivement (**Figure IV.3A**).

Les espèces qui dominent dans les échantillons de macrophytes ne sont pas les mêmes que celles observées dans les échantillons de sédiment et de filet. Ces échantillons ont été prélevés chacun sur des macrophytes différents : Fit 3-15m1 sur *Ceratophyllum*, Fit 3-15m2 et Fit 5-15m2 sur *Echinochloa*, Fit 3-15m3 sur *Pistia*, Fit 3-15m4 et Fit 5-15m1 sur *Phragmites*, et Fit 5-15m3 sur *Lugwigia*. Dans Fit 3-15m1(*Ceratophyllum*), *Ulnaria ulna* est dominante (73%) suivie de *Gomphonema gracile* (20,1%) (**Figure IV.3B**). Dans l'échantillon Fit 3-15m2 (*Echinochloa*), on observe *Mayamaea atomus* var. *permitis* (29,7%), suivie de *Fragilaria capucina* (21,5%) et de *Gomphonema parvulum* (15,1%) (**Figure IV.3B**). Dans Fit 3-15m3 (*Piscia*), *Nitzschia amphibia* (34,4%) accompagné de *Fragilaria capucina* (22,7%) dominant. Dans les échantillons Fit 3-15m4 et Fit 5-15m1 (*Phragmites*), *Gomphonema parvulum* représente respectivement (52,8%) et (46,5%) (**Figure IV.3B**). Elle est suivie de *Encyonema silesiacum* dans le Fit 3-15m4 et de *Fragilaria capucina* (16,4%) et *Nitzschia lacuum* (10,2%) dans Fit 5-15m1. Dans Fit 5-15m2 (*Echinochloa*), *Fragilaria capucina* représente (25,2%), suivie de *Mayamaea atomus* var *permitis* (24%) et de *Gomphonema parvulum* (21,5%) (**Figure IV.3B**). Dans Fit 5-15m3 (*Lugwigia*), *Fragilaria capucina* représente plus de la moitié c'est-à-dire 55% de l'assemblage (**Figure IV.3B**) suivie de *Eunotia minor* 17,7%.

IV.4 La teneur des échantillons en diatomées

Le **tableau IV.2** présente la concentration en valves par gramme de sédiment sec de tous les échantillons du lac Fitri étudiés.

Tableau IV.2. Lac Fitri : Evaluation quantitative de la teneur en valves des diatomées par échantillon

	Moyenne/champs	Moyenne x nbre de champs sur la lamelle	Volume de dilution (ml)	Volume éch. Lamelle (ml)	Poids sec échantillon	Concentration $\times 10^6$ en valves/ g de sédiment sec
Fit 1-15s	0,10	774,4	100	0,2	1,35	0,2
Fit 4-15s	0,1	774,4	150	0,2	0,68	0,8
Fit 5-15s	0,1	774,4	75	0,2	0,46	0,6
Fit 7-15s	3	23232	100	0,2	0,74	15
Fit 10-15s	2	15488	50	0,2	0,61	6
Fit 13-15s	2	15488	50	0,2	0,61	6
Fit 14-15s	1	7744	50	0,2	0,69	2
Fit 2-15f	8	61952	150	0,2	0,09	516
Fit 4-15f	6	46464	150	0,2	0,11	316
Fit 7-15f	7	54208	150	0,2	0,1	406
Fit 10-15f	0,1	774,4	150	0,2	0,08	7
Fit 12-15f	6	46464	150	0,2	0,09	387
Fit 1-16f	4	30976	50	0,2	0,969	7
Fit 2-16f	5	38720	50	0,2	0,669	14
Fit 3-16f	5	38720	50	0,2	0,33	29
Fit 4-16f	6	46464	50	0,2	0,589	19
Fit 6-16f	2	15488	50	0,2	0,33	11
Fit 8-16f	3	23232	50	0,2	0,41	14
Fit 9-16f	4	30976	50	0,2	0,329	23
Fit 10-16f	5	38720	50	0,2	0,509	19
Fit 11-16f	3	23232	50	0,2	0,48	12

Les échantillons de filet présentent une concentration beaucoup plus élevée par rapport aux échantillons de sédiment à l'exception de Fit 7-15s qui a une concentration en valves par gramme de sédiment sec de $15 \cdot 10^6$. Quatre échantillons de filet, Fit 2-15f, Fit 4-15f, Fit 7-15f, Fit 12-15f, présentent une concentration extrêmement élevée comprise entre $316 \cdot 10^6$ et $516 \cdot 10^6$ valves par gramme de sédiment sec. Les autres échantillons présentent une concentration relativement élevée comprise entre $7 \cdot 10^6$ et $29 \cdot 10^6$ valves par gramme de sédiment sec (**Figure IV.4**). Mis à part Fit 7-15s qui a une concentration élevée, Fit 10-15s et Fit 13-15s qui ont chacun une valeur de $6 \cdot 10^6$, la majorité des échantillons présentent une concentration en valves par gramme de sédiment sec très faible de l'ordre de $0,2 \cdot 10^6$ à $2 \cdot 10^6$ (**Figure IV.4**).

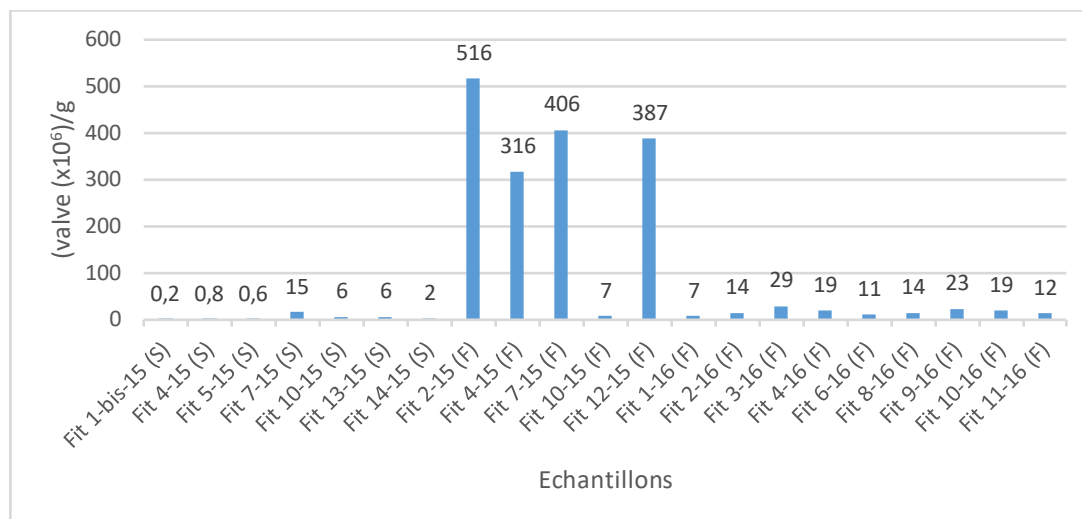


Figure IV.4. Lac Fitri : Représentation graphique de la teneur des sédiments et filets en diatomées.

IV.5 Les indices de diversité

Après avoir calculé les indices de Shannon et d'équitabilité (**Tableau IV.3**), nous constatons que les échantillons ont des indices de diversité compris entre 0,70 et 4,55 et des indices d'équitabilité entre 0,18 et 0,91.

Les échantillons qui ont une forte valeur en indice de diversité sont Fit 14-15s qui a 4,55 pour indice de Shannon et 0,88 pour l'indice d'équitabilité, Fit 1-15s avec des valeurs d'indices de Shannon et d'équitabilité respectivement égales à 3,63 et 0,91, Fit 13-15s avec des valeurs de 3,07 pour Shannon et 0,65 pour l'équitabilité et Fit 5-15s à 3,06 et 0,72 comme valeurs d'indices de Shannon et d'équitabilité respectives. L'échantillon Fit 8-16f a pour indices de Shannon 2,39 et d'équitabilité 0,52, il est suivi de Fit 10-15s qui a 2,32 indices de Shannon et d'équitabilité 0,63. Les autres échantillons tels que Fit 4-15s, Fit 7-15s, Fit 10-15f, Fit 1-16s, Fit 2-16f, Fit 3-16f, Fit 4-16f, Fit 6-16f, Fit 9-16f, Fit 10-16f, Fit 11-16f ont des valeurs d'indice de diversité comprises entre 1,11 et 1,86. Leurs indices d'équitabilité sont compris entre 0,31 et 0,57. Les valeurs les plus petites sont observées dans les échantillons Fit 2-15f, Fit 4-15f, Fit 7-15f et Fit 12-15f ; elles sont comprises entre 0,70 et 0,92 pour l'indice de Shannon et 0,18 et 0,23 pour l'indice d'équitabilité. Les échantillons de macrophytes ont des valeurs d'indices de Shannon et d'équitabilité comprises entre 2,19 et 2,90 et 0,59 et 0,74 respectivement. Exception faite pour l'échantillon Fit 3-15m1 qui a les plus petites valeurs d'indices de Shannon 1,19 et d'équitabilité 0,49 (**Tableau IV.3**).

Tableau IV.3. Lac Fitri : Indices de Shannon et d'équitabilité

Echantillons	Nombre d'espèces(S)	Indice de Shannon (H')	Hmax	Indice d'équitabilité (E)
Fit 1-15s	16	3,63	4,00	0,91
Fit 2-15f	12	0,81	3,58	0,23
Fit 4-15f	12	0,71	3,58	0,20
Fit 4-15s	12	1,11	3,58	0,31
Fit 5-15s	19	3,06	4,25	0,72
Fit 7-15f	6	0,92	2,58	0,36
Fit 7-15s	13	1,52	3,70	0,41
Fit 10-15f	14	1,31	3,81	0,34
Fit 10-15s	13	2,32	3,70	0,63
Fit 12-15f	14	0,70	3,81	0,18
Fit 13-15s	26	3,07	4,70	0,65
Fit 14-15s	36	4,55	5,17	0,88
Fit 1-16f	18	1,46	4,17	0,35
Fit 2-16f	19	1,63	4,25	0,38
Fit 3-16f	12	1,28	3,58	0,36
Fit 4-16f	20	1,37	4,32	0,32
Fit 6-16f	13	1,86	3,70	0,50
Fit 8-16f	24	2,39	4,58	0,52
Fit 9-16f	8	1,72	3,00	0,57
Fit 10-16f	11	1,67	3,46	0,48
Fit 11-16f	11	1,73	3,46	0,50
Fit 3-15m1	6	1,19	2,58	0,46
Fit 3-15m2	15	2,90	3,91	0,74
Fit 3-15m3	17	2,81	4,09	0,69
Fit 3-15m4	11	2,19	3,46	0,63
Fit 5-15m1	13	2,53	3,70	0,68
Fit 5-15m2	16	2,82	4,00	0,70
Fit 5-15m3	15	2,31	3,91	0,59

IV.6 Distribution de la flore des diatomées en fonction de l'environnement aquatique

IV.6.1 Analyse factorielle des correspondances (AFC)

Le tableau analysé est constitué de l'ensemble I de 60 taxons de diatomées sélectionnées définies par leur abondance dans l'ensemble J des 28 échantillons. Nous avons procédé à l'élimination des espèces qui ne sont présentes qu'une fois dans un échantillon et celles qui sont très peu représentées c'est-à-dire avec un pourcentage inférieur à 5%.

Cette analyse produit 27 facteurs (100% de la variance) dont les dix premiers représentent 93,46% de la variance totale (**Tableau IV.4**). Nous avons retenu quatre premiers axes et ces axes représentent 61% de l'inertie totale. Les quatre axes expriment successivement 22,85% et 17,28%, 11,06%, 10,46% de l'inertie totale (**Tableau IV.4**).

Tableau IV.4. Lac Fitri : Valeurs propres et pourcentage d'inertie des 10 premiers axes factoriels fournis par l'AFC

Axe	F1	F2	F3	F4	F5	F6	F7	F8	F9	F10
Valeur propre	0,948	0,686	0,439	0,415	0,329	0,283	0,214	0,201	0,118	0,077
Inertie (%)	23,872	17,285	11,061	10,463	8,290	7,128	5,382	5,075	2,978	1,928
% cumulé	23,872	41,156	52,217	62,681	70,970	78,098	83,481	88,556	91,534	93,462

Le plan 1-2 met en évidence deux groupes d'échantillons (**Figure IV.5**) Le groupe(a) est constitué des échantillons de sédiments et ceux prélevés dans la colonne d'eau dominés par *Aulacoseira granulata* et le groupe (b) regroupe les échantillons prélevés sur macrophytes qui présentent une diversité spécifique d'un échantillon à un autre. L'axe 2 oppose un seul échantillon prélevé sur macrophytes Fit3-15ml qui est négativement corrélé sur l'axe.

Les espèces qui caractérisent les échantillons de sédiments et de filet (groupe (a)) sont *Aulacoseira granulata* (MG), *Cyclotella meneghiniana* (CYMG), *Pinnularia subrostrata* (PSBR), *Tryblionella levidensis* (NILE), *Stephanodiscus medius* (STME), *Staurosirella pinnata* (FRP), *Fragilaria sp.* (FRS), *Cyclostephanos invisitatus* (CINV), *Cyclotella ocellata* (CYOC), *Ulnaria ulna* (SYNU), *Staurosira construens* (FRCO), *Discotella stelligera* (CYCS), *Aulacoseira granulata var angustissima* (MGA), *Craticula halophila* (NAHA), *Pantocsekiella delicatula* (CYDE), *Stauroneis nobilis* (STNO), *Aulacoseira muzzanensis* (MEMU), *Pinnularia microstauron* (PIMI).

Le groupe (b) est constitué des espèces *Fragilaria capucina* (FCA), *Eunotia minor* (EUMN), *Nitzschia palea* (NPA), *Gomphonema reicheltii* (GORE), *Nitzschia lacuum* (NILA), *Gomphonema parvulum* (GP), *Navicula schroeteri* (NACH), *Navicula cryptotenella* (NRT), *Sellaphora arvensis* (NARV), *Cyclotella distenguenda* (CYDI), *Nitzschia amphibia* (NIAM), *Encyonema silesiacum* (ENSI), *Diadesmis confervacea* (NACF).

L'échantillon Fit3-15ml est individualisé par la forte présence de *Ulnaria ulna* (73%) suivie de *Gomphonema gracile* (20,1%). Il est le seul échantillon à posséder ces espèces en pourcentage élevé.

Il semblerait que ce regroupement sur l'axe 1-2 s'explique par la préférence d'habitat des espèces. Tous les échantillons regroupés au centre du plan factoriel 1-2 (groupe a) sont dominés par des espèces planctoniques ; par contre les échantillons prélevés sur macrophytes (groupe b) sont constitués des espèces épiphytes et périphytiques.

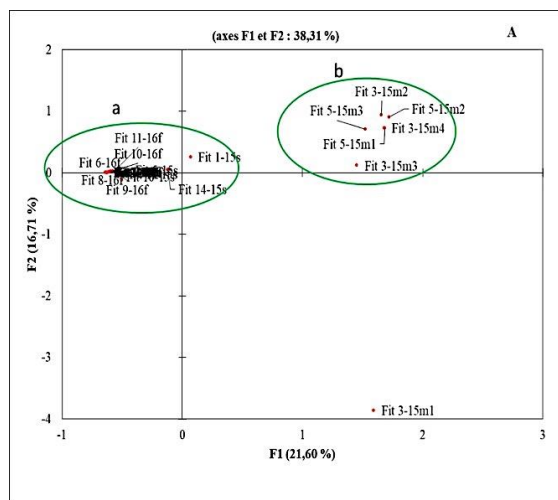


Figure IV.5. Lac Fitri : Plan factoriel 1-2

Afin d'approfondir l'analyse, nous avons poursuivi le traitement statistique sur les plans factoriels 2-3 et 3-4. Le plan factoriel 2-3 fait ressortir deux échantillons Fit 14-15s et Fit 3-15m1 (**Figure IV.6**). L'échantillon Fit 14-15s est individualisé par l'axe 2 parce qu'il contient 10,24% de *Craticula halophila* (NAHA) et qu'il est le seul échantillon à être composé par cette espèce.

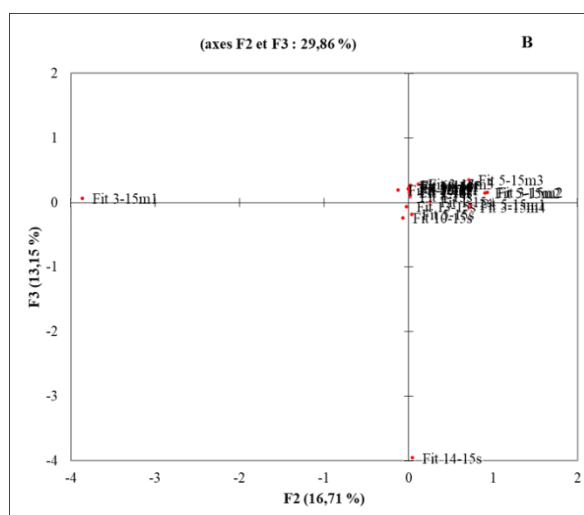


Figure IV.6. Lac Fitri : Plan factoriel 2-3

Quant à l'axe 4, il met en évidence deux groupes d'échantillons prélevés sur macrophytes qui sont opposés (**Figure IV.7**). Le groupe c, constitué des échantillons Fit 3-15m4 et Fit 5-15m1,

a une corrélation positive sur l'axe 4 à l'opposé du groupe d composé de Fit 3-15m3 et Fit 5-15m3 qui sont corrélés négativement sur l'axe 4. Les espèces qui caractérisent le groupe c sont *Gomphonema parvulum* (GP), *Encyonema silesiacum* (ENSI), *Fragilaria capucina* (FCA) et les espèces qui caractérisent le groupe d sont *Fragilaria capucina* (FCA), *Nitzschia amphibia* (NIAM), *Diadesmis confervacea* (NACF).

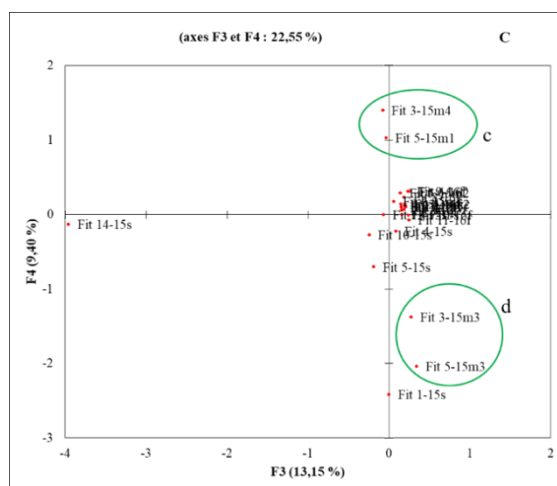


Figure IV.7. Lac Fitri : Plan factoriel 3-4

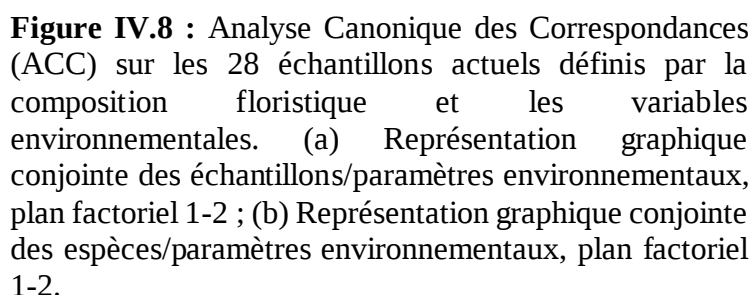
En résumé, l'analyse factorielle des correspondances sur les échantillons prélevés dans le lac Fitri met clairement en évidence que les diatomées sont réparties en fonction de leur habitat entre les échantillons prélevés au sein du lac dans la colonne d'eau ou à l'interface eau-sédiment, et les échantillons prélevés sur macrophytes. Au sein des échantillons prélevés sur macrophytes, ensuite, on observe une certaine diversité des assemblages.

IV.6.2 Analyse canonique des correspondances (ACC)

Afin d'affiner notre compréhension du milieu et voir quelles sont les variables, autres que celle de l'habitat qui pourrait expliquer cette distribution, nous avons réalisé une analyse canonique des correspondances sur les 28 échantillons, 9 variables environnementales mesurés et les 61 taxons sélectionnés soit (1) les taxons de diatomées (dont l'abondance est exprimée en pourcentage), après avoir éliminé ceux présents à moins 5% et qui ont le nombre d'occurrence inférieur à 2, (2) de 28 échantillons (sédiment, filet et macrophytes) prélevés sur l'ensemble du lac, (3) l'ensemble des cations (Na, K, Ca, Mg) et des anions (Cl, SO₄), (4) l'alcalinité (HCO₃) exprimés en mg.L⁻¹, (5) le pH, (6) la conductivité exprimée en µS.cm⁻¹.

Les axes 1 et 2 prennent en compte 19,88% de la variance totale. Les valeurs propres des axes 1 (0,662) et 2 (0,184) sont élevées et significatives. La comparaison des valeurs propres du premier axe issu de l'analyse factorielle des correspondances (0,948) et de l'analyse

Les résultats de l'analyse sont présentés sur la figure IV.9 et le tableau IV.5. Les diagrammes représentent la relation échantillon-variables environnementales (**Figure IV.8a**) et la relation espèce-variables environnementales (**Figure IV.8b**) dans le plan factoriel 1-2. Ces diagrammes montrent la distribution des échantillons prise en compte par les paramètres de l'environnement, et donnent une approximation de la distribution des espèces de diatomées pour chaque variable de l'environnement. L'interprétation des flèches correspondant aux variables de l'environnement est basée sur leur longueur et leur orientation. La longueur des flèches indique l'importance relative de la variable dans l'explication de la variance des diatomées et l'orientation, sa corrélation approximative avec les axes factoriels.



11

paramètres qui expliquent bien la distribution des échantillons et des espèces car ils ont pour valeur de VIFE respectivement égale à 2,47 et 1,92. L'axe 2 est corrélé à la conductivité qui a pour valeur de VIFE égale à 2,59.

Tableau IV.5. Lac Fitri : Résultat de l'Analyse Canonique des Correspondances avec la moyenne et l'écart-type pour chaque variable, leur corrélation sur les axes 1 à 4 et le facteur d'inflation de la variance de chaque variable explicative (VIFE).

Paramètres	Moyenne	Déviation standard	Corrélation				VIFE (Facteur d'inflation de la variance de chaque variable explicative)
			Axe 1	Axe 2	Axe 3	Axe 4	
Cond ($\mu\text{S/cm}$)	150.5822	15.6607	-0.2152	-0.0669	-0.3543	0.4816	2.5941
HCO_3^- (mg/l)	84.6151	18.2231	0.6636	-0.0651	0.2046	-0.0824	1.9260
Cl ⁻ (mg/l)	0.9490	0.1428	-0.5418	0.2987	-0.4698	0.6847	997.4296
SO_4^{2-} (mg/l)	1.1866	0.1068	-0.1286	-0.1880	0.1706	-0.2182	810.6513
Ca^{2+} (mg/l)	16.2541	1.1714	-0.3329	0.2452	-0.1135	0.3688	9155.2892
Mg^{2+} (mg/l)	4.3711	0.2561	-0.2187	0.2584	-0.0660	0.3357	298.1461
Na^+ (mg/l)	7.7256	0.6092	-0.3724	0.2982	-0.2018	0.4870	8592.0072
K^+ (mg/l)	5.5941	0.1868	-0.3828	0.4056	-0.3586	0.6390	1362.3458
pH	8.3361	0.4689	-0.3390	-0.1476	0.3138	-0.2334	2.4715

La position de chaque taxon sur les axes factoriels donne une approximation de la moyenne pondérée de leur optimum écologique pour chaque variable de l'environnement (**Figure IV.8b**) considéré dans l'analyse. Une fonction de transfert pour chaque espèce sera développée en considérant les données du lac Tchad et des lacs d'Ounianga (cf Chapitre VII.)

CHAPITRE V : LE LAC TCHAD



*Des pêcheurs au coucher du soleil, Lac Tchad.
(crédit C. Bouchez, Décembre 2011)*

V.1. Localisation des échantillons

Cet échantillonnage a lieu dans différents sites du lac notamment dans la cuvette Nord, dans l'Archipel et dans la cuvette Sud (**Figure V.1**). Au total ce sont 59 échantillons qui ont été prélevés dans les différents environnements du lac, dont 56 dans le lac et sur ses pourtours immédiats dans la cuvette sud et dans les archipels à Bol, Bagassola, Kinassorom, Guité, Gadabro, et Ainari. Cet échantillonnage est complété par un échantillon prélevé dans la cuvette nord (KK1-08), un échantillon prélevé en amont dans le Chari (Chari-10) et un autre prélevé

dans l'archipel inondé saisonnièrement (A2-12). Cet échantillonnage intègre une partie des prélèvements réalisés au cours des années 2010, 2011, 2012 à la faveur de mission réalisées sur le lac. A partir de 2013, un suivi plus régulier a pu être mis en place dans la cuvette sud et dans l'archipel. Ce suivi couvre les années 2013 et 2014, interrompu entre les mois de juillet et d'octobre 2013. L'échantillonnage a été définitivement arrêté en août 2014.

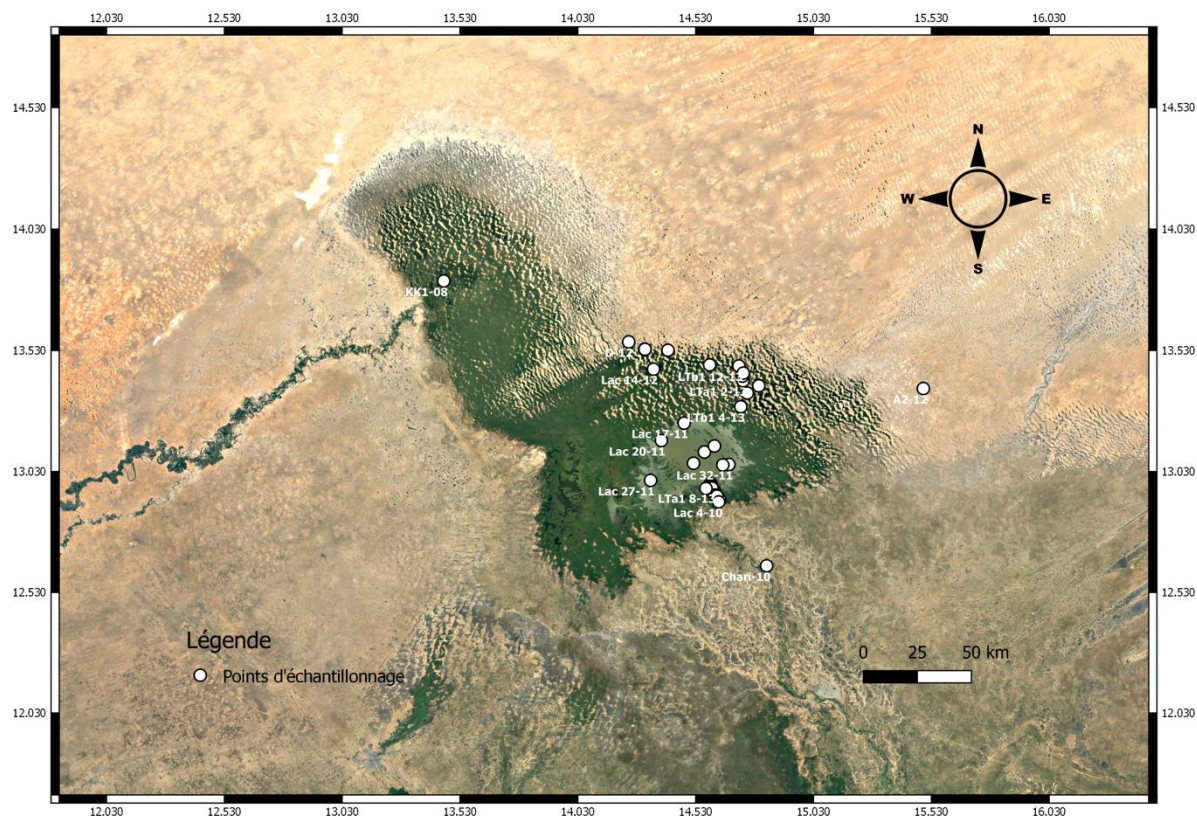


Figure V.1. Lac Tchad : localisation des échantillons

V.2. Les paramètres physico-chimiques

Toutes les données de températures, pH, salinité, conductivité et les éléments chimiques majeurs pour chaque échantillon sont présentées dans le **tableau V.1** Les échantillons présentent un pH compris entre 6 et 9,7. La salinité est nulle dans presque tous les échantillons à l'exception des échantillons D-12s et A2-12s prélevés en juillet et en août 2012 et qui présentent des salinités respectivement égales à 0,1 et 0,5 g/l. La conductivité de ces échantillons est comprise entre 46,2 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ à 298 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$; seul l'échantillon A2-12s présente une conductivité très élevée de 1133 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. Tous ces échantillons présentent aussi une température relativement élevée comprise entre 16,5°C et 31,5°C. Le taux de saturation en oxygène est compris entre 1,70% à 198%.

Tableau V.1. Liste des échantillons prélevés dans le lac Tchad, nom des échantillons, coordonnées géographiques, conductivité, éléments majeurs, pH, teneur en oxygène et température (°C)

Date de prélèvement	Lieu de prélèvement	Nom échantillon	Latitude Nord	Longitude Est	Conductivité (µS/cm ¹)	HCO ₃ ⁻ (mg/l)	Cl ⁻ (mg/l)	SO ₄ ²⁻ (mg/l)	Ca ²⁺ (mg/l)	Mg ²⁺ (mg/l)	Na ⁺ (mg/l)	K ⁺ (mg/l)	TDS	O ₂ (%)	O ₂ (mg/l)	pH	Temp (°C)
11/10/2008	Cuvette nord-Kouiklea	KK1-08	13°48'58,8"	13°27'27,2"	298	55,68	0,72	0,3	7,81	1,99	4,72	3,85	**	**	**	7,3	**
02/11/2010	Chari	Chari-10	12°38'24,1"	14°49'40,0"	61,4	37,59	0,17	0,1	5,64	2,04	3,00	2,47	61	80,1	5,82	6,8	29,6
03/11/2010	Cuvette Sud	Lac 4-10	12°54'15,6"	14°37'26,1"	88,2	38,79	0,20	0,2	6,76	2,67	3,34	3,99	88	52,5	2,57	6,8	28,8
03/12/2011	Cuvette Sud	Lac 9-11	13°06'38,2"	14°33'48,7"	60,9	39,88	0,18	0,1	5,20	1,93	3,37	2,27	61	86,4	7,11	7,9	22,2
	Cuvette Sud	Lac 10-11	13°08'08,1"	14°36'22,3"	62,5	39,90	0,18	0,1	5,21	1,93	3,36	2,27	62	85,1	7,13	8	21,6
06/12/2011	Cuvette Sud	Lac 17-11	13°13'48,5"	14°28'39,0"	67,2	40,79	0,18	0,1	5,79	2,14	3,47	2,44	67	74	6,34	7,2	20,3
07/12/2011	Cuvette Sud	Lac 20-11	13°09'29,0"	14°22'52,0"	61,8	38,16	0,17	0,1	5,00	1,86	3,40	2,19	62	76,3	6,73	7,3	20
08/12/2011	Cuvette Sud	Lac 27-11	12°59'35,94"	14°20'6,23"	62,5	36,26	0,16	0,1	5,36	2,04	3,54	2,29	**	**	**	7	**
	Cuvette Sud	Lac 31-11	12°57'36"	14°34'12"	63,6	35,58	0,22	0,2	5,38	1,99	3,47	2,39	64	82,8	6,96	7	**
09/12/2011	Cuvette Sud	Lac 32-11	13°03'33,4"	14°40'3,3"	63,6	35,58	0,22	0,2	5,38	1,99	3,47	2,39	64	82,8	6,96	7,5	18,6
20/07/2012	Cuvette Sud	Lac 4-12	13°03'25,50"	14°38'29,43"	94,7	38,79	0,20	0,2	6,76	2,67	3,34	3,99	95	118	8,63	8	29,8
03/08/2012	Archipel-Bol	Lac 11-12	13°21'15,3"	14°44'44"	134,7	78,09	0,28	0,0	7,33	2,43	16,15	5,29	135	198	13,37	9,7	31,5
04/08/2012	Dourkafia (Archipel)	D-12	13°33'54,6"	14°14'32,4"	364	229,73	1,48	0,8	21,3	7,16	39,25	20,82	365	167,9	12,14	9,5	30,6
	Archipel-Bagassola	Lac 13-12	13°26'11,1"	14°43'42,9"	172	111,92	0,46	0,0	13,6	5,18	16,50	7,26	172	156	11	7,6	30,8
05/08/2012	Archipel-Bagassola	Lac 14-12	13°27'10,1"	14°20'51,8"	197,9	119,31	0,36	0,0	13,74	5,18	16,99	6,29	198	55,7	4,12	9,1	26,9
	Archipel-Bagassola	Lac 15-12	13°27'10,1"	14°20'51,8"	223	121,77	0,59	1,9	15,2	5,11	19,97	7,22	222	128	9,48	9	28,7
07/08/2012	Cuvette Sud	Lac 17-12	13°28'13,7"	14°35'9,2"	65,8	121,77	0,59	1,9	15,2	5,11	19,97	7,22	66	65	4,82	8,3	25,2
	Ainari	A2-12	13°22'21,9"	15°29'33,7"	1133	280	12,18	54,5	12,12	1,69	262,31	23,96	1134	59,6	4,51	9	27,6
10/02/2013	Bol (E9)	LTa1 2-13	13°24'17"	14°43'37,7"	103,1	61,80	0,05	0,2	9,28	3,88	5,44	3,71	103	24,8	2,14	7,84	20,5
	Bol (E10)	LTa2 2-13	13°25'27"	14°43'31,1"	110	67,40	0,04	0,1	10,24	4,29	5,78	4,15	111	21,8	1,91	7,23	20
	Bagassoula(E11)	LTa3 2-13	13°32'05"	14°18'40"	236	137,40	0,25	0,1	20,22	8,01	14,47	11,29	236	12,6	1,08	7,24	22
11/02/2013	Lac- Kinassorom(E14)	LTb1 2-13	13°03'51,2"	14°31'02,1"	77,5	54,96	0,49	0,2	6,65	2,71	3,96	3,2	77	34,9	2,59	8,41	28,1
	Lac- Guité (E15)	LTb2 2-13	12°56'52,7"	14°36'27,2"	86,8	50,08	0,21	0,1	7,43	3,04	4,4	3,24	87	25,3	2,02	7,51	24,7
12/03/2013	Lac (E22)	LTa1 3-13	12°58'42,7"	14°35'22,5"	84,2	53,22	0,32	0,1	7,4	3,16	4,7	3,38	85	29,5	2,25	8,27	26,4
07/04/2013	Guité (E26)	LTa1 4-13	12°58'47,8"	14°35'28,4"	90,6	61,49	0,47	0,06	8,56	3,64	5,65	3,89	91	7,8	0,44	8,24	29,9
	Guité (E27)	LTa2 4-13	12°56'39,3"	14°36'07,1"	102,2	61,49	0,55	0,28	7,64	3,3	4,93	3,75	102	20,4	1,49	7,9	29,6
08/04/2013	Bol (E29)	LTb1 4-13	13°17'52,0"	14°43'04,7"	84,6	51,2	0,92	0,06	8,49	3	4,83	1,38	85	9,2	0,67	6,7	29,9
09/04/2013	Bagassoula (E32)	LTc1 4-13	13°32'00"	14°18'38,3"	249	161	2,35	0,2	22,2	8,71	15,54	12,41	248	1,9	0,05	7,21	29,4
	Bagassoula (E33)	LTc2 4-13	13°32'04,6"	14°18'36,6"	235	161	154,9	0,01	22,03	8,66	14,51	11,3	235	5,8	0,44	7,35	29,1
26/05/2013	Lac (E40)	LTa1 5-13	12°58'22,9"	14°35'23,0"	89,4	54,67	0,94	0,11	6,6	3,21	5,39	4,48	90	1,7	0,08	8,04	30,9
23/06/2013	Lac (clair)	LTa1 6-13	12°57'58,2"	14°35'32,5"	87,9	52,54	0,8	0,03	6,32	3,14	5,67	4,23	88	**	**	8,39	28,1
	Lac(noir)	LTa2 6-13	12°55'11,1"	14°37'25,4"	95,5	54,35	1,27	0,46	5,19	2,97	9,44	6,13	95	**	**	8,42	28
	Lac (clair)	LTa1 7-13	12°57'53,6"	14°35'31,1"	46,3	26,11	0,62	0,26	2,95	1,53	2,92	2,82	46	**	**	8,11	28,7
	Lac (noir)	LTa2 7-13	12°56'02,5"	14°36'39,7"	69,5	38,13	1,53	0,73	4,11	2,18	4,76	5,04	69	**	**	7,82	29,2
	Lac- Guité (clair)	LTa1 8-13	12°57'46,3"	14°35'36,8"	47	25,5	0,51	0,32	3,27	1,53	2,79	2,66	47	**	**	8,17	28
10/10/2013	Lac- Guité (clair)	LTa1 10-13	12°58'03,4"	14°35'25,0"	52,9	31,22	0,1	0,06	4,63	1,79	2,69	2,06	53	**	**	7,68	29,4
	Lac- Guité (noir)	LTa2 10-13	12°56'16,2"	14°36'22,1"	59,1	31,22	1,04	21,31	4,99	2,04	3,15	2,34	59	**	**	7,72	28,1
17/11/2013	Lac- Guité (clair)	LTa1 11-13	12°58'22,8"	14°35'23,6"	56,7	35,1	0,16	0,02	4,76	1,89	3,28	2,02	57	7,3	0,56	7,97	25,6
	Lac- Guité (noir)	LTa2 11-13	12°56'26,5"	14°36'06,5"	62,3	35,98	0,24	0,01	5,19	2,05	3,49	2,57	62	8,6	0,88	7,4	25,7
08/12/2013	Lac- Guité (clair)	LTa1 12-13	12°58'03,7"	14°35'25,71"	63,3	48,68	0,6	0,16	6,28	3,01	4,43	3,56	63	**	**	7,3	26,6
	Lac- Guité (noir)	LTa2 12-13	12°55'22,1"	14°37'23,0"	72,3	57,63	0,43	0,08	6,46	3,67	6,99	4,17	72	**	**	7,43	27,2
	Bol	LTb1 12-13	13°27'57,7"	14°42'35,2"	221	126,9	0,19	0,05	19,08	7,77	12,7	11,51	221	60,9	5,84	8,12	16,5
	Gadabro	LTb2 12-13	13°31'51,1"	14°24'31,8"	189,2	109,8	0,06	0,04	15,49	6,59	10,99	9,83	189	49,6	4,41	6,82	18,3
	Bagassoula	LTb3 12-13	13°32'06,7"	14°18'39,9"	266	151,3	0,21	0,09	22,41	9,15	15,82	13,64	265	32,6	2,88	7,47	19,4
04/01/2014	Lac- Guité (clair)	LTa1 1-14	12°57'24,0"	14°35'46,7"	66,3	40,26	0,35	0,16	5,54	2,36	3,41	2,47	66	60,8	5,94	8,29	19,7
	Lac- Guité (noir)	LTa2 1-14	12°54'45,5"	14°37'44,3"	69,6	41,84	0,13	0	5,47	2,45	4,41	2,64	70	60,8	5,94	7,07	20,4
22/02/2014	Lac- Guité (clair)	LTa1 2-14	12°57'51,7"	14°35'33,1"	78,4	43,67	0,53	0,02	6,51	2,82	3,89	3,17	78	190,8	15,43	8,28	22,7
	Lac- Guité (noir)	LTb1 2-14	12°55'19,4"	14°36'41,7"	79,8	47,09	0,32	0,03	6,82	3,16	4,69	3,31	80	165,8	13,36	7,57	24
17/02/2014	Lac- Gaga	LTb2 2-14	13°32'05,1"	14°18'40,8"	277	151,9	0,98	0,04	21,46	8,57	15,97	12,94	276	12,6	1,12	7,61	18,7
03/03/2014	Lac- Guité (clair)	LTa1 3-14	12°57'28,4"	14°35'42,7"	80,6	49,32	0,55	0,1	6,52	2,9	3,92	3,23	81	118,8	10,07	7,81	22,7
	Lac- Guité (noir)	LTa1 3-14	12°56'14,3"	14°36'23,5"	86,9	52,44	0,44	0,03	6,32	3,01	4,85	3,25	87	111,8	9,26	7,58	23,3
12/04/2014	Lac- Guité (clair)	LTa1 4-14	12°57'55,5"	14°35'30,4"	83	48,68	0,6	0,16	6,28	3,01	4,43	3,56	83	118,7	9,52	7,78	28,5
	Lac- Guité (noir)	LTa2 4-14	12°55'58,3"	14°36'44,6"	98,5	57,63	0,43	0,08	6,46	3,67	6,99	4,17	98	127	9,59	8,12	28,7
20/04/2014	Lac- Bol (mafou)	LTb1 4-14	13°23'02,8"	14°47'39,8"	127,6	72	0,09	0,01	10,5	4,45	8,08	4,65	127	13,8	9,18	7,54	31,4
11/05/2014	Lac- Guité (clair)	LTa1 5-14	12°57'52,7"	14°35'31,6"	81,8	50,93	0,67	0,21	5,61	2,95	5,07	3,76	82	55,3	4,08	7,8	28,6
	Lac- Guité (noir)	LTa2 5-14	12°56'23,5"	14°36'08,8"	88,7	53,16	0,85	0,12	5,11	3,16	7,03	4,51	89	53,9	4,01	7,83	28,8
20/07/2014	Lac- Guité (clair)	LTa1 7-14	12°57'42,4"	14°35'45,9"	46,2	25,08	0,51	0,45	2,86	1,6	2,77	2,91	46	77,6	5,82	8	27,8
	Lac- Guité (noir)	LTa2 7-14	12°55'58,1"	14°36'33,9"	54,3	24,5	1,12	0,72	2,59	1,69	4,57	4,14	54	73,4	5,48	7,69	28,3
02/08/2014	Lac- Guité (noir)	LTa1 8-14	12°55'43,2"	14°37'00,7"	51,9	25,56	1,31	0,71	2,53	1,51	3,34	4,22	52	72,1	5,58	6,72	27,3

** Paramètres non mesurés

Ces échantillons présentent un faciès bicarbonaté calcique à l'exception des échantillons A2-12 qui présente un faciès bicarbonaté sodique et LTc24-13 qui présente quant à lui un faciès chloruré calcique (**Figure V.2**).

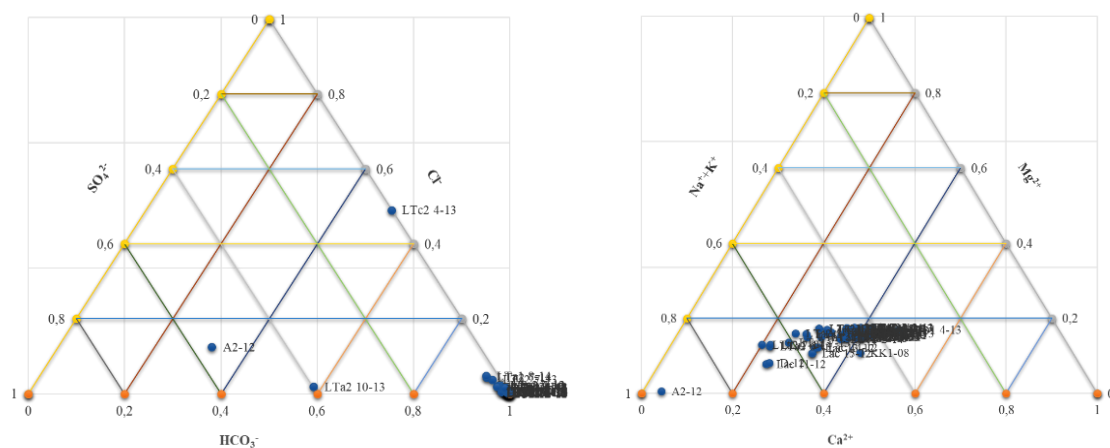


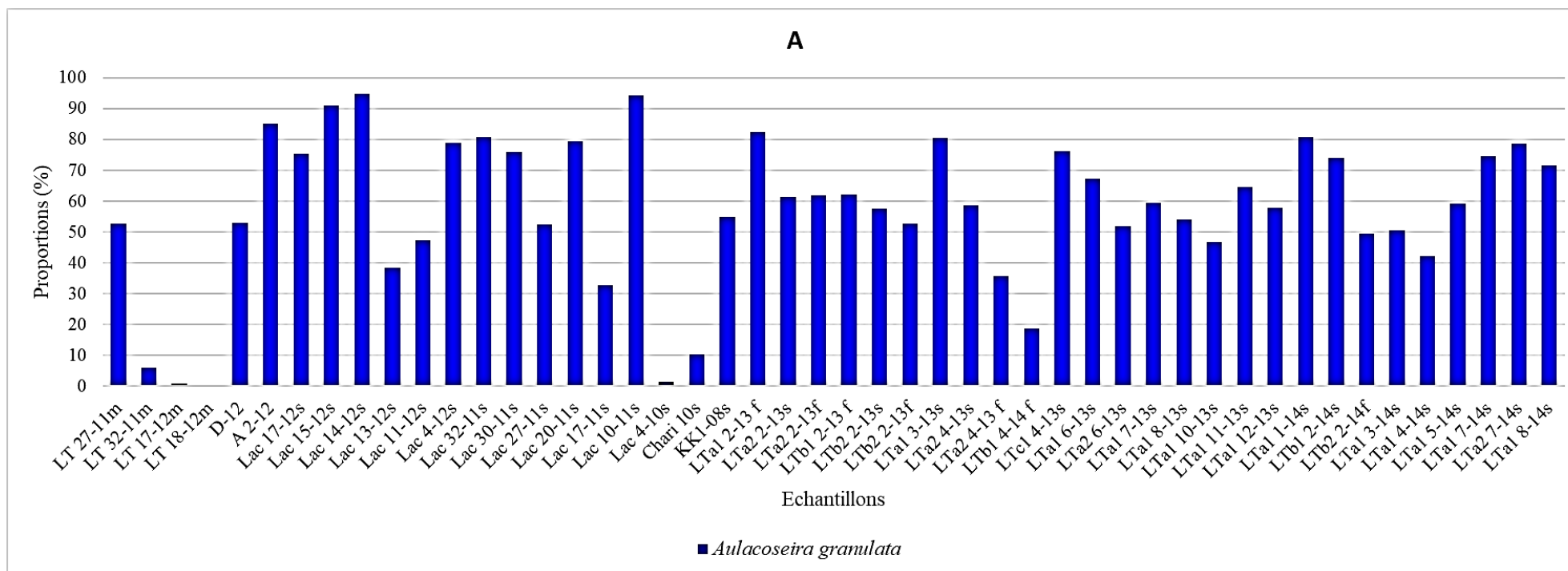
Figure V.2. Lac Tchad : Caractéristiques chimiques (éléments majeurs) des eaux

V.3. Description de la flore des diatomées

Après observation préliminaire des 59 échantillons, seuls 48 présentent suffisamment de diatomées pour une détermination taxonomique et un comptage. 269 taxons réparties en 57 genres ont été identifiés (sédiments, filets et macrophytes). Les résultats sont présentés en abondance absolue de chaque espèce dans chaque échantillon (**Annexe 2**). La liste des espèces déterminées, les abondances absolues, les photographies de quelques espèces caractéristiques de la flore des diatomées sont présentées en **annexes** de ce mémoire.

Parmi les 269 taxons, l'espèce la plus fortement représentée est *Aulacoseira granulata*. Elle est dominante dans les échantillons, D-12s, A2-12s, Lac 17-12s, Lac 15-12s, Lac 14-12s, Lac 13-12s, Lac 11-12s, Lac 4-12s, Lac 32-11s, Lac 30-11s, Lac 27-11s, Lac 20-11s, Lac 10-11s, LTa1 2-13 f, LTa2 2-13s, LTa2 2-13f, LTb2 2-13s, LTb2 2-13f, LTa1 3-13s, LTa2 4-13s, LTC1 4-13s, LTa1 6-13s, LTa1 7-13s, LTa1 8-13s, LTa1 11-13s, LTa1 12-13s, LTa1 1-14s, LTb1 2-14s, LTb2 2-14 f, LTa1 3-14s, LTa1 5-14s, LTa1 7-14s, LTa2 7-14s, LTa1 8-14s dans lesquels elle représente entre 50% et 91% des assemblages floristiques (**Figure V.3A**). Elle peut être associée à *Aulacoseira italica* par exemple dans l'échantillon LTb2 2-14 f et *Amphora ovalis* dans le prélèvement LTa1 8-13s (**Figure V.3B**). Elle est également fortement

représentée entre 40% et 49%, dans les échantillons KK1-08s, LTa2 6-13s, LTa1 10-13s, LTa1 4-14s. Dans l'échantillon KK1-08s, elle se trouve à 40% associée à *Cyclotella meneghiniana* 14,5% et *Staurosira construens* 13%. Dans l'échantillon LTa1 10-13s, elle représente 43% suivie d'*Amphora ovalis* 28,6%(**Figure V.3B**). Elle représente 41,88% dans l'échantillon LTa1 4-14s suivie de *Iconella capronii* (24,2%) (**Figure V.3B**). Dans LTb1 2-13f *Aulacoseira granulata* représente 35,9% ; elle est suivie de *Staurosira construens* (26,1%) (**Figure V.3B**). Dans LTa2 4-13 f, *A. granulata* a une proportion de 32,7% et 24,8% de *Fragilaria capucina*. Dans l'échantillon LTb1 4-14 f, le genre *Aulacoseira* est représenté avec 50% d'*Aulacoseira ambigua* et 35,9% d'*Aulacoseira granulata*. Dans Lac 17-11s, *Pseudostaurosira brevistriata* représente 39,82%, associé à *Aulacoseira granulata* (19,%) et à *Staurosira construens* (16,5%) (**Figure V.3B**). *Nitzschia palea* est quasi-monospécifique dans l'échantillon Lac 4-10 (79,3%) où elle compose à plus de 75% l'assemblage et 16,2% dans l'échantillon Chari 10s.



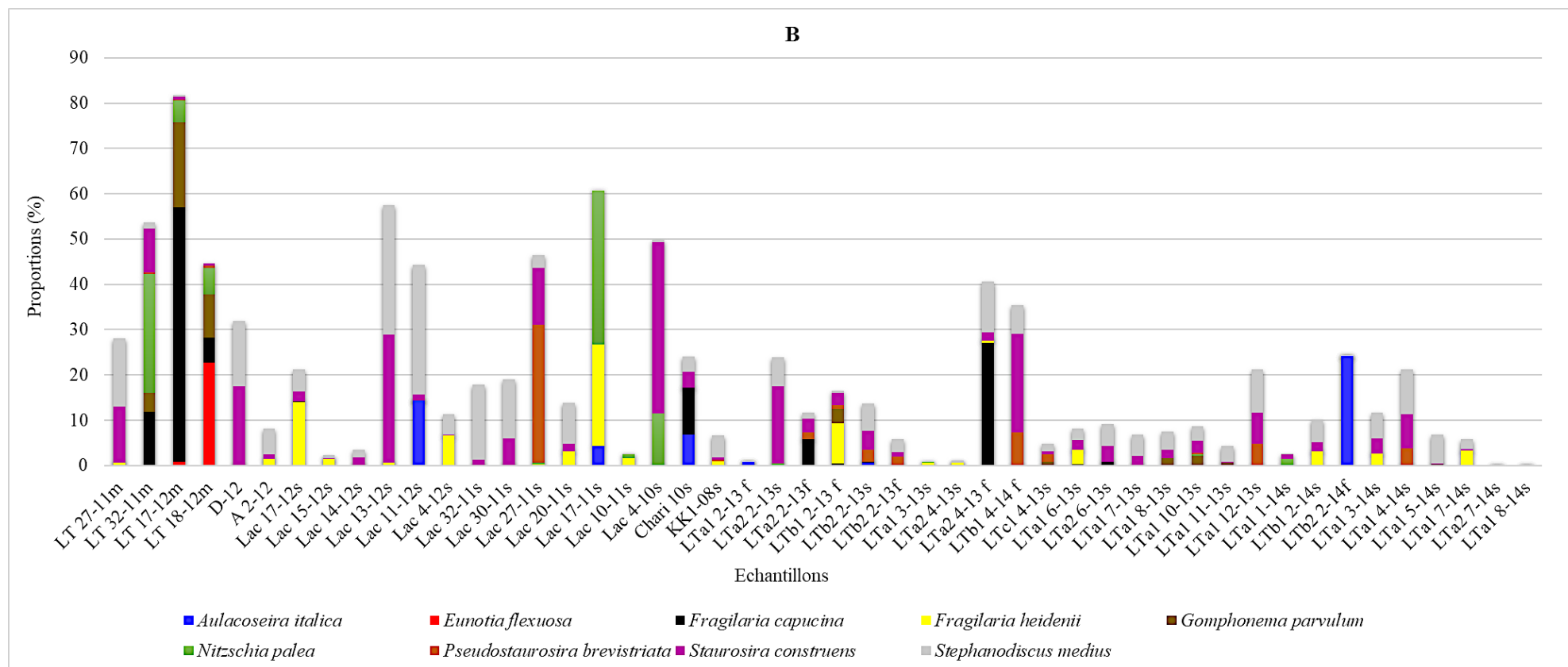


Figure V.3. Lac Tchad : Représentation graphique des abondances relatives des espèces de diatomées dominantes

V.4. Teneur des sédiments en diatomées

La concentration en valves par gramme de sédiment sec est présentée dans le **tableau V.2** sur l'ensemble des échantillons. Elle semble moins homogène que la composition floristique des échantillons (**Figure V.4**). Tous les échantillons de filet LTa1 2-13f, LTa2 4-13f, LTb1 2-13f, LTb2 2-14f, LTa2 2-13f, LTb2 2-13f, LTb1 4-14f présentent de fortes valeurs de concentrations en valves par gramme de sédiment sec. Elles sont comprises entre 176.10^6 et 7744.10^6 valves par gramme de sédiment sec. L'échantillon LTc1 4-13s a une concentration en valve de sédiment de 83.10^6 .

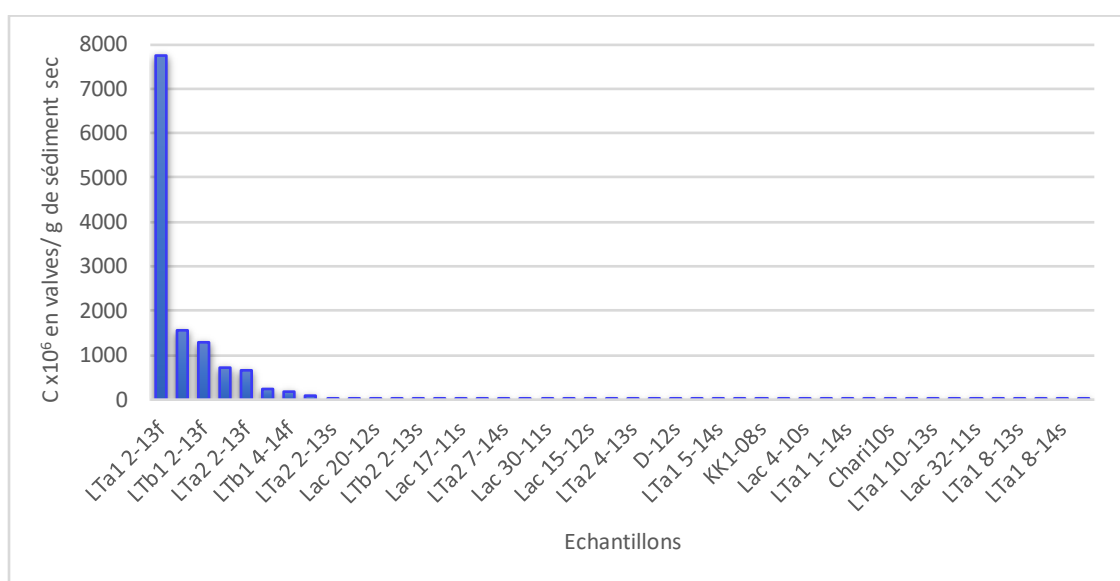


Figure V.4 : Concentration des échantillons (10^6 valves de diatomées/ gramme de sédiment sec)

Les autres échantillons (LTa2 2-13s, Lac 4-12s, Lac 20-12s, LTa1 6-13s, LTb2 2-13s, A2-12s, Lac 17-11s, LTa1 7-14s, LTa2 7-14s, Lac 13-12s) présentent une concentration comprise entre 20.10^6 et 31.10^6 valves par gramme de sédiment sec (**Figure V.4**). Les échantillons Lac 30-11s, LTb1 2-14s, Lac 14-12s, Lac 15-12s, LTa2 4-13s, LTa1 4-14s, D-12s, Lac 17-12s, LTa1 5-14s ont une valeur comprise entre 10.10^6 et 16.10^6 .

Des valeurs très faibles sont observées dans les échantillons Lac 27-11s, LTa1 3-14s, KK1-08s, Lac 4-10s, LTa1 1-14s, Lac 10-11s, Lac 11-12s, LTa2 6-13s, LTa1 10-13s, LTa1 11-13s, Chari10s, LTa1 3-13s, LTa1 8-13s, Lac 32-11s, LTa1 12-13s, LTa1 8-14s, LTa1 7-13s.

Ces échantillons ont une concentration comprise entre $0,5.10^6$ et 10.10^6 valves par gramme de sédiment sec.

Tableau V.2. Lac Tchad : Evaluation quantitative de la teneur en valves des diatomées par gramme de sédiment sec.

Echantillons	Moyenne/champs	Moyenne x nombre de champs sur la lamelle	Volume de dilution (ml)	Volume de l' échantillon sur lamelle (ml)	Poids sec de l'échantillon (g)	C x10 ⁶ en valves/ gramme de sédiment sec
LTa1 2-13f	4	30976	50	0,2	0,001	7744
LTa2 2-13s	2	15488	200	0,2	0,49	31
LTa2 2-13f	3	23232	50	0,2	0,009	645
LTb1 2-13f	2	15488	50	0,2	0,003	1290
LTb2 2-13s	4	30976	200	0,2	1,17	26
LTb2 2-13f	2	15488	50	0,2	0,016	242
LTa1 3-13s	0,1	774,4	200	0,2	0,789	0,9
LTa2 4-13s	1	7744	200	0,2	0,549	14
LTa2 4-13f	2	15488	200	0,2	0,01	1548
LTc1 4-13s	4	30976	200	0,2	0,369	83
LTa1 6-13s	3	23232	200	0,2	0,848	27
LTa2 6-13s	0,1	774,4	200	0,2	0,489	1
LTa1 7-13s	0,1	774,4	150	0,2	1,19	0,5
LTa1 8-13s	0,1	774,4	150	0,2	0,63	0,9
LTa1 10-13s	0,1	774,4	200	0,2	0,66	1
LTa1 11-13s	0,1	774,4	200	0,2	0,75	1
LTa1 12-13s	0,1	774,4	150	0,2	0,86	0,7
LTa1 1-14s	1	7744	150	0,2	1,16	5
LTb1 2-14s	3	23232	150	0,2	1,116	15
LTb2 2-14f	3	23232	50	0,2	0,008	726
LTa1 3-14s	1	7744	150	0,2	0,72	8
LTa1 4-14s	1	7744	150	0,2	0,43	13
LTb1 4-14f	1	7744	50	0,2	0,011	176
LTa1 5-14s	2	15488	150	0,2	1,16	10
LTa1 7-14s	3	23232	150	0,2	0,773	22
LTa2 7-14s	3	23232	150	0,2	1,78	22
LTa1 8-14s	0,1	774,4	150	0,2	0,78	0,7
KK1-08s	3,4	26329,6	100	0,2	1,5	8
Chari10s	0,4	3097,6	100	0,2	1,5	1
Lac 4-10s	2,5	19360	100	0,2	1,5	6
Lac 10-11s	2,6	20134,4	100	0,2	2	5
Lac 17-11s	9,32	72174,08	100	0,2	1,5	24
Lac 27-11s	3,5	27104	100	0,2	1,5	9
Lac 30-11s	6,5	50336	100	0,2	1,5	16
Lac 32-11s	3,5	27104	100	0,2	1,7	0,9
Lac 4-12s	11,8	91379,2	100	0,2	1,5	30
Dourkafia-12s	4,3	33299,2	100	0,2	1,5	11
Lac 11-12s	0,7	5420,8	100	0,2	1,5	1,8
Lac 13-12s	2,1	16262,4	100	0,2	0,4	20
Lac 14-12s	6	46464	100	0,2	1,5	15
Lac 15-12s	6	46464	100	0,2	1,5	15
Lac 17-12s	14,3	110739,2	100	0,2	1,5	11
Lac 20-12s	7,7	59628,8	100	0,2	1	29
Ainari 2-12s	8	61952	100	0,2	1,2	25

V.5. Les indices de diversité

Les indices de diversité sont compris entre 0,47 et 3,77 et les indices d'équitabilité entre 0,10 et 0,89. Les échantillons Chari 10, LT 32-11m, LT 18-12m, LTa1 4-14s, LTb1 4-14 f, Lac 4-10, LTa1 3-14s, LTa1 8-13s, LTa1 7-13s, LTa2 6-13s, LTa2 4-13s, LTb2 2-13f, LTb2 2-13s, LTa2 4-13 f ont une forte valeur d'indice de diversité, comprise entre 3 et 3,77. Par ailleurs, leur indice d'équitabilité est compris entre 0,58 à 0,89. Les échantillons LTb1 2-13 f, LTa1 12-13s, LTa1 5-14s, LTa1 10-13s, LTa1 11-13s, LTb2 2-14f, LTa1 6-13s, LT 17-12m, Lac 17-

11s, LTa2 2-13f, LT 27-11m, KK1-08s, Lac 11-12s, D-12s, LTa1 7-14s, LTa2 2-13s, Lac 13-12s ont des indices de Shannon compris entre 2,01 et 2,82 et les indices d'équitabilité sont entre 0,46 et 0,67.

Tableau V.3. Lac Tchad : Indices de Shannon et d'équitabilité

Echantillons	Nombre d'espèces (S)	Indice de Shannon (H')	Hmax	Indice d'équitabilité (E)
Chari 10s	24	3,77	4,58	0,82
LT 32-11m	27	3,68	4,75	0,77
LT 18-12m	30	3,62	4,91	0,74
LTa1 4-14s	28	3,58	4,81	0,75
LTb1 4-14 f	15	3,49	3,91	0,89
Lac 4-10s	19	3,29	4,25	0,77
LTa1 3-14s	27	3,21	4,75	0,68
LTa1 8-13s	27	3,21	4,75	0,67
LTa1 7-13s	34	3,19	5,09	0,63
LTa2 6-13s	21	3,18	4,39	0,72
LTa2 4-13s	24	3,05	4,58	0,67
LTb2 2-13f	30	3,04	4,91	0,62
LTb2 2-13s	38	3,03	5,25	0,58
LTa2 4-13 f	14	3,01	3,81	0,79
LTb1 2-13 f	27	2,82	4,75	0,59
LTa1 12-13s	21	2,82	4,39	0,64
LTa1 5-14s	26	2,79	4,70	0,59
LTa1 10-13s	25	2,77	4,64	0,60
LTa1 11-13s	28	2,53	4,81	0,53
LTb2 2-14f	18	2,46	4,17	0,59
LTa1 6-13s	24	2,45	4,58	0,54
LT 17-12m	23	2,40	4,52	0,53
Lac 17-11	20	2,32	4,32	0,54
LTa2 2-13f	27	2,31	4,75	0,49
LT 27-11m	19	2,31	4,25	0,54
KK1-08s	29	2,22	4,86	0,46
Lac 11-12s	14	2,21	3,81	0,58
D-12s	21	2,16	4,39	0,49
LTa1 7-14s	21	2,10	4,39	0,48
LTa2 2-13s	15	2,09	3,91	0,53
Lac 13-12s	8	2,01	3,00	0,67
LTa1 8-14s	12	1,97	3,58	0,55
LTb1 2-14s	20	1,93	4,32	0,45
LTc1 4-13s	20	1,86	4,32	0,43
LTa1 1-14s	23	1,79	4,52	0,39
LTa2 7-14s	26	1,76	4,70	0,37
LTa1 3-13s	27	1,73	4,75	0,36
Lac 27-11s	7	1,72	2,81	0,61
Lac 4-12s	17	1,43	4,09	0,35
Lac 20-11s	13	1,40	3,70	0,38
Lac 17-12s	21	1,38	4,39	0,32
Lac 30-11s	13	1,32	3,70	0,36
LTa1 2-13 f	13	1,23	3,70	0,33
A2-12s	39	1,17	5,29	0,22
Lac 32-11s	17	0,98	4,09	0,24
Lac 15-12s	22	0,74	4,46	0,17
Lac 10-11s	17	0,64	4,09	0,16
Lac 14-12s	23	0,47	4,52	0,10

Les autres échantillons tels que LTa1 8-14s, LTb1 2-14s, LTc1 4-13s, LTa1 1-14s, LTa2 7-14s, LTa1 3-13s, Lac 27-11s, Lac 4-12s, Lac 20-11s, Lac 17-12s, Lac 30-11s, LTa1 2-13 f, A2-12s ont des valeurs d'indice de diversité comprises entre 1,17 et 1,97. Leurs indices d'équitabilité sont compris entre 0,22 et 0,61. Les valeurs les plus petites sont observées dans les échantillons

Lac 32-11s, Lac 15-12s, Lac 10-11s et Lac 14-12s, elles sont entre 0,47-0,98. leurs valeurs d'équitabilité sont se situent entre 0,10 et 0,24.

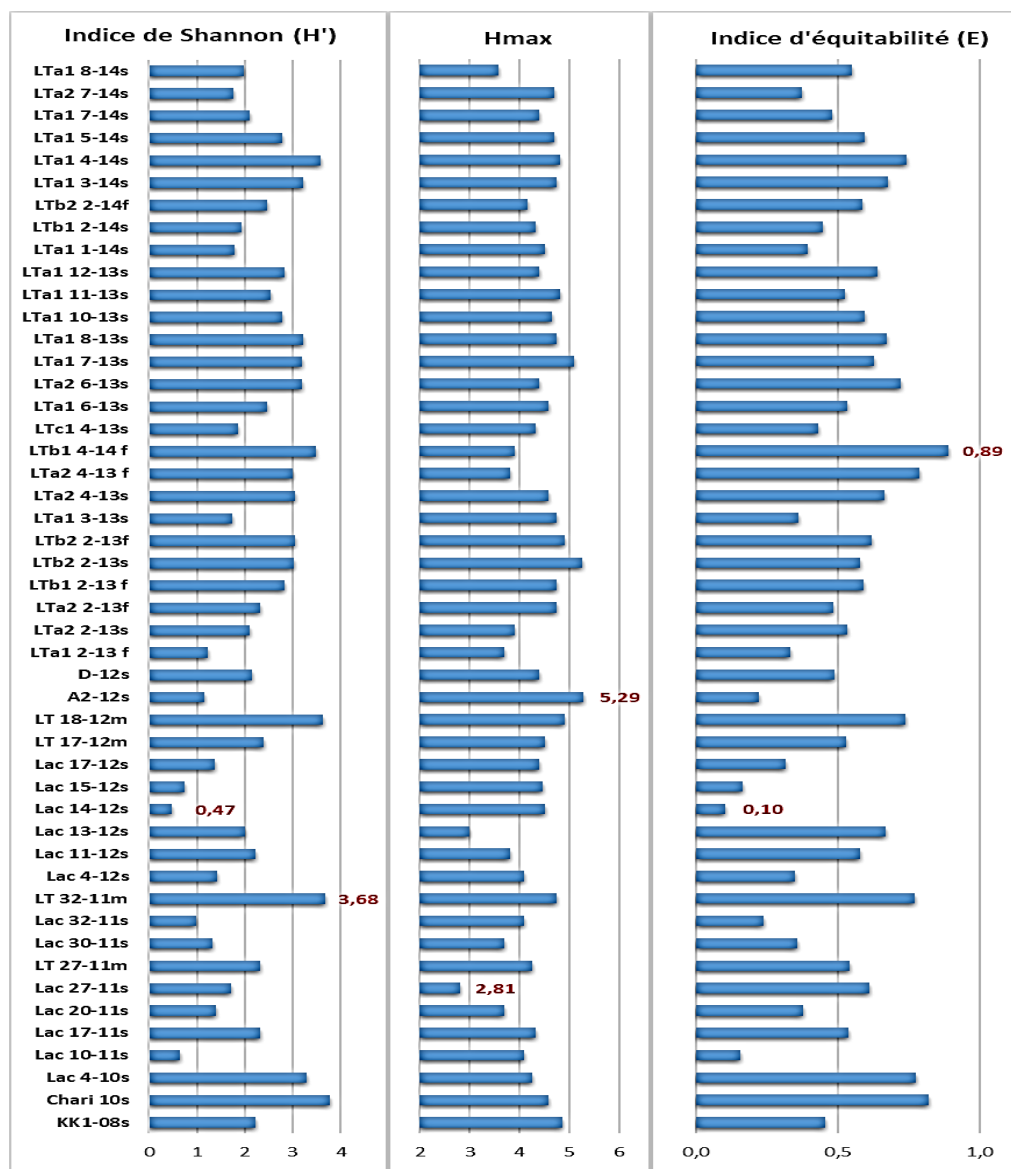


Figure V.5. Lac Tchad : Représentation graphique des indices de Shannon et d'équitabilité

V.6. Distribution de la flore des diatomées en fonction de l'environnement aquatique

V.6.1 Analyse factorielle des correspondances (AFC)

Nous avons effectué une AFC sur l'ensemble I de 98 taxons de diatomées sélectionnés, définies par leur abondance dans l'ensemble J des 48 échantillons. L'analyse produit 47 facteurs qui

représentent 100% de la variance totale. Le tableau V.4. montre les dix premiers axes qui représentent 73,08% de l'inertie totale. Dans cette analyse, nous nous maintenons aux cinq premiers plans factoriels qui prennent en compte la moitié de la variabilité.

Tableau V.4. Lac Tchad : Valeurs propres et pourcentage d'inertie des 10 premiers axes factoriels fournis par l'AFC

Axes	F1	F2	F3	F4	F5	F6	F7	F8	F9	F10
Valeur propre	0,747	0,470	0,334	0,309	0,258	0,241	0,209	0,194	0,161	0,143
Inertie (%)	17,806	11,208	7,959	7,361	6,140	5,754	4,979	4,634	3,835	3,410
% cumulé	17,806	29,014	36,973	44,334	50,474	56,228	61,208	65,842	69,676	73,087

La majorité des échantillons sont regroupés au centre du plan factoriel 1-2 ; seuls les échantillons Lac 4-10s, Chari 10s, Lac 17-11s, LTa24-13f, LT32-11m, LT17-12m et dans une moindre mesure LTa12-13f sont isolés sur l'axe 1, alors que le deuxième axe factoriel individualise l'échantillon Lac 18-12m (**Figure V.6A**). Les échantillons LT17-11s, LT32-11m, Lac4-10s, LTb22-14f et LTa24-13f restent cependant très bien expliqués par l'axe 3 (**Figure V.6B**)., alors que l'axe 4 met en évidence les échantillons Lac27-11s, LTb14-14f, Lac 13-12s, LTa22-13s et D-12 (**Figure V.6C**). Ce n'est que sur l'axe 5 que les quatre échantillons LTb2 2-14f, LTa110-13s, LTa18-13s et KK1-08 sont clairement individualisés (**Figure V.6D**).

Les taxons qui caractérisent les échantillons sur l'axes 1 sont *Pinnularia acrosphaeria* (PA), *Nitzschia intermedia* (NTIT), *Diademsis confervacea* (NACF), *Pinnularia brauniana* (PBR), *Encyonema silesiacum* (CYML), *Nitzschia palea* (NPA), *Fragilaria berolinensis* (FRBE), *Sellaphora arvensis* (NARV), *Mayamaea atomus* (NAT), *Fragilaria capucina* (FCA), *Placogeia similis* (NASI). Les espèces sur l'axe 2 sont caractérisées par *Eunotia naegeli* (EUAL), *Eunotia flexuosa* (EUFL), *Ulnaria ulna* var. *acus* (FUA), *Gomphonema gracile* (GG), *Sellaphora medioconvexa* (NAE) et *Stauroneis phoenicenteron* (SPH). L'axe 3 est caractérisé par les taxons suivants : *Nitzschia palea* (NPA), *Fragilaria berolinensis* (FBRE), *Nitzschia intermedia* (NTIT), *Aulacoseira italica* (MI), *Fragilaria heidenii* (FIF), *Pinnularia platycephala* (PIPL), *Nitzschia* sp. (NISP), *Encyonema silesiacum* (CYML), *Diademsis confervacea* (NACF), *Pinnularia gibba* (PIGI), *Iconella capronii* (SUCA), *Gyrosigma acumunatum* (GYAC), *Fragilaria ulna* (FRUL), *Aulacoseira muzzanensis* (MEMU), *Pinnularia microstauron* (PIMI), *Staurosirella pinnata* (FRP), *Sellaphora pupula* (NPU),

Staurosira construens (FRAC), *Gomphonema parvulum* (GP), *Pinnularia brauniana* (PBR), *Fragilaria capucina* (FCA), *Placogeia similis* (NASI), *Navicula radiosa* (NRA).

L'axe 4 est caractérisé par les taxons suivants : *Pseudostaurosira brevistriata* (FBR), *Nitzschia* sp. (NISP), *Staurosira construens* (FRAC), *Staurosirella pinnata* (FRP), *Sellaphora pupula* (NPU), *Cymbella* sp. (CYS), *Aulacoseira granulata* var. *valida* (MGV), *Navicula cryptotenella* (NRT). Les taxons *Iconella capronii* (SUCA), *Aulacoseira italica* (MI), *Aulacoseira distans* (MD), *Cyclotella meneghiniana* (CYMG), *Aulacoseira canadensis* (AUCA), *Achnanthes delicatula* (AD), *Pinnularia interrupta* (PIIT) caractérisent les échantillons sur l'axe 5.

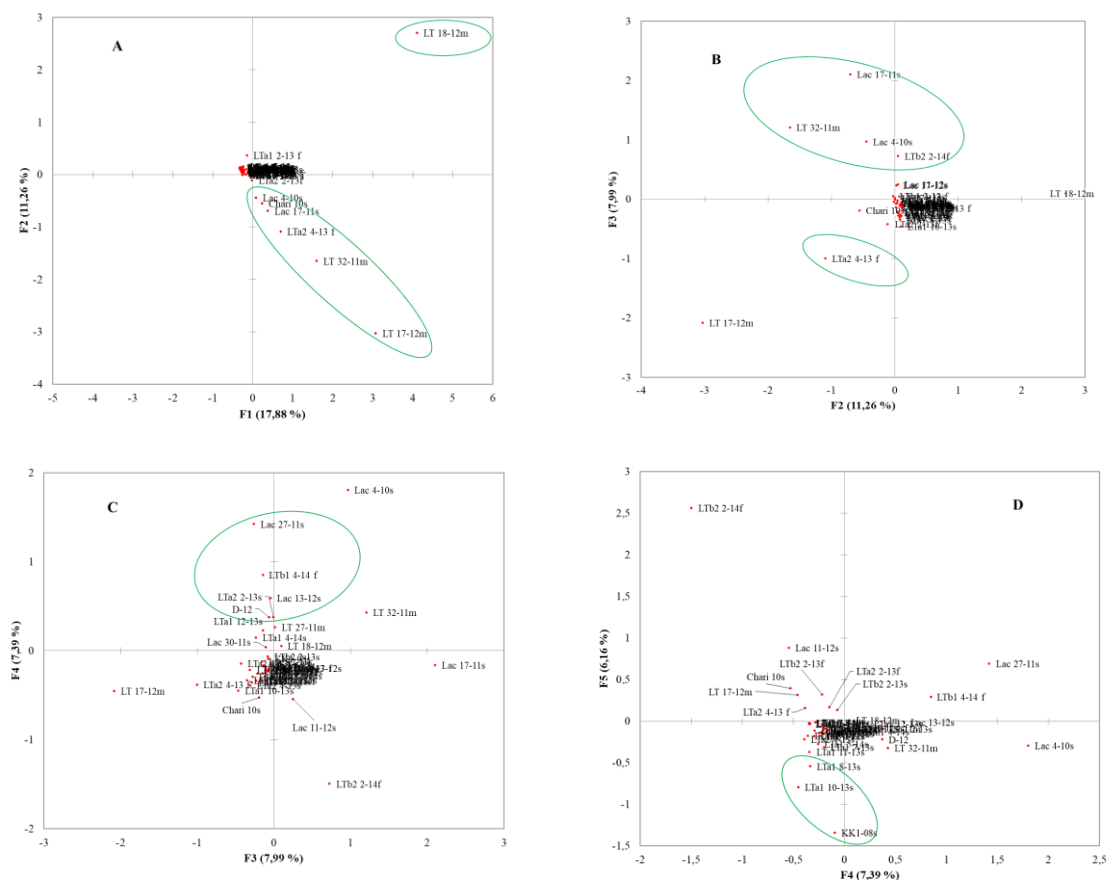


Figure V.6. Lac Tchad : Plans factoriels 1-2 (A), 2-3 (B), 3-4 (C) et 4-5 (D)

En résumé, l'AFC met en évidence que la majorité des échantillons observés dans le lac Tchad sont caractérisés par l'espèce *Aulacoseira granulata*, qui domine dans la plupart des stations. Les modifications des assemblages sont ensuite expliquées par la présence plus ou moins importantes d'espèces benthiques et leur diversité.

V.6.2 Analyse canonique des correspondances

L'analyse canonique des correspondances a été réalisée sur une base de données actuelle constituée de 48 échantillons, 9 variables environnementales et 91 taxons sélectionnés dont (1) les taxons de diatomées (dont l'abondance est exprimée en pourcentage), après avoir éliminé ceux présents à moins 5% et qui ont le nombre d'occurrence inférieur à 2, (2) de 48 échantillons (sédiment, filet et macrophytes) prélevés en grande partie dans la cuvette sud et dans l'Archipel et l'échantillon KK1-08 prélevé dans la cuvette nord du lac Tchad, (3) l'ensemble des cations (Na, K, Ca, Mg) et des anions (Cl, SO₄), (4) l'alcalinité (HCO₃) exprimés en mg.L⁻¹, (5) le pH, (6) la conductivité exprimée en µS.cm⁻¹.

Tableau V.5. Lac Tchad : Résultat de l'Analyse Canonique des Correspondances avec la moyenne et l'écart-type pour chaque variable, leur corrélation sur les axes 1 à 4 et le facteur d'inflation de la variance de chaque variable explicative (VIFE).

Paramètres	Moyenne	Déviation standard	Corrélation				VIFE (Facteur d'inflation de la variance de chaque variable explicative)
			Axe 1	Axe 2	Axe 3	Axe 4	
Cond (µS/cm)	125.4725	164.0326	0.1611	0.0303	0.0139	-0.2326	15.8036
HCO ₃ ⁻ (mg/l)	68.4710	52.1498	-0.0572	-0.0553	-0.0221	-0.2391	232.3899
Cl ⁻ (mg/l)	0.7400	1.7393	0.0329	0.1429	0.0374	-0.1012	58.4891
SO ₄ ²⁻ (mg/l)	1.4942	7.8232	-0.0337	0.0753	0.0223	-0.0835	768.9487
Ca ²⁺ (mg/l)	8.3331	4.8388	-0.0826	-0.1596	-0.0005	-0.2387	112.9730
Mg ²⁺ (mg/l)	3.2387	1.6986	-0.0064	-0.1120	0.1135	-0.1426	30.5770
Na ⁺ (mg/l)	13.0679	37.4042	-0.0249	0.0432	0.0141	-0.1311	998.6876
K ⁺ (mg/l)	5.0025	4.3408	0.0549	-0.0278	0.0396	-0.2382	33.2255
pH	7.8381	0.6717	-0.0834	0.3263	0.0997	-0.3209	2.4359

Les axes 1 et 2 prennent en compte 13,09% de la variance totale. Les valeurs propres des axes 1(0,3749) et 2 (0,2018) sont élevées et significatives. La comparaison des valeurs propres du premier axe issu de l'analyse factorielle des correspondances (0,747) et de l'analyse canonique des correspondances (0,3749), ((0,3749/0,747).100) montre que l'ACC restitue 50,18% de la variance prise en compte par le premier axe de l'AFC.

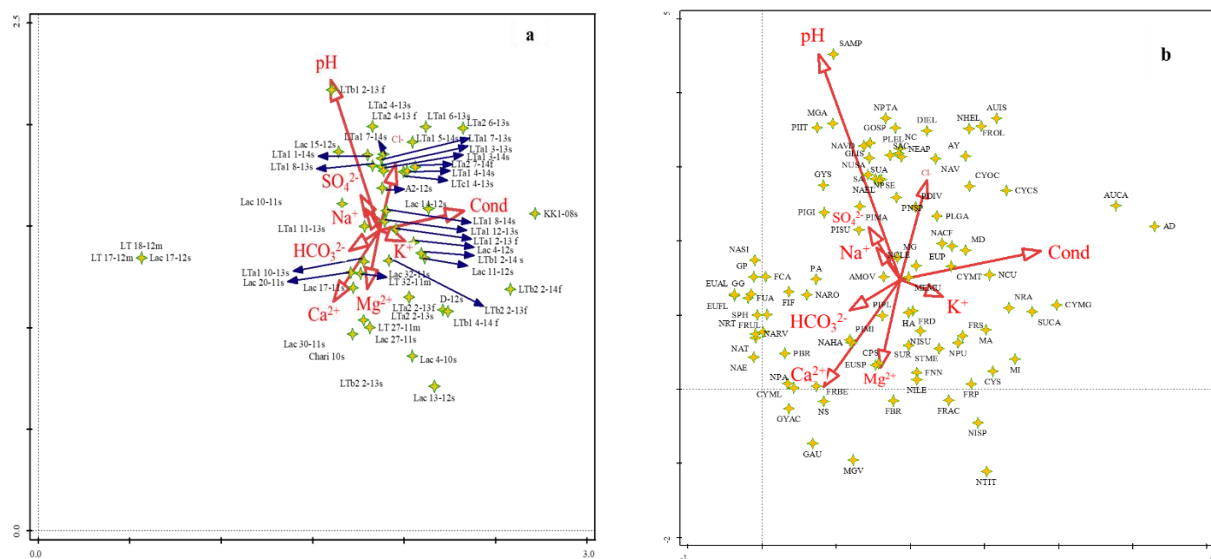


Figure V.7. Lac Tchad : Analyse Canonique des Correspondances (ACC) sur les échantillons actuels définis par la composition floristique et les variables environnementales. (a) Représentation graphique conjointe des échantillons/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2 ; (b) Représentation graphique conjointe des espèces/paramètres environnementaux, plan factoriel 1-2

Les résultats de l'analyse sont présentés sur la figure V.7 et le tableau V.5. Les diagrammes représentent la relation échantillon-variables environnementales (**Figure V.7a**) et la relation espèce-variables environnementales (**Figure V.7b**) dans le plan factoriel 1-2. L'axe 1 est corrélé à la conductivité (valeur absolue) opposée au pH sur l'axe 2, confirmé par la valeur de VIFE pour les deux variables indiquant que la distribution des diatomées dans le lac Tchad est expliquée en partie par ces deux variables.

CHAPITRE VI : LES LACS D'OUNIANGA



Le lac Yoa (Ounianga Kebir)
(Crédit F. Sylvestre, Novembre 2016)

Les lacs d'Ounianga, situés dans le Sahara tchadien, ont fait l'objet comme les lacs Iro, Fitri et Tchad présentés précédemment, d'une étude la plus exhaustive possible des diatomées actuelles. Les 12 lacs d'Ounianga Kebir et Serir ont été échantillonnés. Après observation préliminaire des échantillons pour vérifier la présence des diatomées, ce sont 43 échantillons qui ont été traités.

Les résultats obtenus dans ces lacs ont fait l'objet d'un article présenté pour publication à la revue *Journal of Paleolimnology* et sont présentés sous cette forme dans les pages suivantes.

Modern diatom calibration data from Saharan lakes for inferring hydrochemistry

Remadji Rirongarti^{1,2}, Florence Sylvestre¹, Christine Paillès¹, Françoise Chalié¹, Jean-Charles Mazur¹, Abdallah Mahamat Nour^{1,2}, Wulfran Barthelemy¹, Hélène Mariot¹, Thijs Van der Meeren³, Chloé Poulin¹, Pierre Deschamps¹, Moussa Abderamane²

¹ Aix-Marseille University, CNRS, IRD, Collège de France, INRA, CEREGE, Europôle de l'Arbois, Aix-en-Provence, France

² University of N'Djamena, Faculty of Exact and Applied Sciences, N'Djamena, Chad

³ Ghent University, Limnology Unit, Biology Department, Ghent, Belgium

Corresponding authors: Remadji Rirongarti rirongarti_85@yahoo.fr & Florence Sylvestre sylvestre@cerege.fr

Abstract

In the heart of the Chadian Sahara, the Ounianga lakes are mainly fed by fossil groundwater originating from the Nubian Sandstone Aquifer System. Conductivity of these lakes varies markedly between 217 and 352,000 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$, which is related to variation in hydrological balance, geomorphological differences (depth, area), and variation in vegetation cover. Although they have been on the UNESCO World Heritage List since 2012, the lakes are very little studied because access to the region is difficult.

Study of the present diatom flora in the various lakes shows that their distribution is closely linked to the physicochemical conditions of the water and in particular to conductivity. Each lake has particular features as regards to diatom flora and three distinct clusters are identified, freshwater lakes, meso- to hypersaline lakes and springs according to the gradient of conductivity.

The relations between the distribution of diatom species and environmental parameters were further examined using Canonical Correspondence Analysis (CCA). The latter confirmed that conductivity is the variable explaining most of the variance in diatom flora. Predictive models (transfer functions) were developed for conductivity using the weighted averaging method. A conductivity prediction model was evaluated by its 0.89 apparent correlation coefficient and 0.77 using jackknife estimates of prediction. The developed transfer function can be now applied on fossil diatoms recovered from lake sediments, and is valuable for the reconstruction of Saharan Lakes hydrological variability.

Key words: Sahara, Chad, lake, diatoms, conductivity, transfer functions.

1. Introduction

The Lakes of Ounianga form a hydrological system that is unique in the world (Kröpelin, 2007). This exceptional universal value is based on the existence of a series of lakes and oases in the Chadian Sahara, a desert considered as being one of the most arid in the world. Featuring particular geological structures—Nubian Sandstone—the different types of landscape have undoubted beauty. They are on the UNESCO World Heritage List since 2012 (UNESCO, 2015).

Few studies were conducted on these lakes as access to the region is difficult. A first monograph in the 1960s described the geographic, climatic and biogeographic environment of the region (Capot-Rey, 1961). More recently, a study of a sedimentary archive from one of the lakes (Lake Yoa), was used to trace the changes in paleoenvironments over the last 6,000 years (Kröpelin et al., 2008). This study showed that the lake displayed strong hydrological variability, with a freshwater lake during the mid-Holocene wet period, followed by a decrease in the lake level and strong salinisation (Kröpelin et al., 2008). Other work was carried out to reconstruct changes in the zoobenthic and zooplankton communities of Lake Yoa (Eggermont et al., 2008; Van Bocxlaer et al., 2011), and in land environments (Lézine et al., 2011) and to understand the sedimentary dynamics (Francus et al., 2013). These works were completed by analysis of the paleo water networks of Lake Yoa in order to understand hydrological dynamics during the mid-Holocene (Grenier et al., 2009). A more recent study was focused on three other lakes in the Ounianga hydrological system—Edem, Hogou and Agouta—using core borings covering shorter periods (<500 years) that provided information about the lithology of sedimentary deposits and the fossil fauna content (Creutz et al., 2016). Finally, these early works were completed by studies on the current functioning of these lakes (Poulin, 2018; Van der Meeren et al., 2019).

In spite of these data and recent observations, present phytoplankton and especially diatoms have not been the subject of in-depth study. Nonetheless, the reconstruction of water conductivity compiled by Kröpelin et al. (2008) is based to a considerable extent on observation of the ecological succession of the phytoplankton community, including diatoms. This quantified reconstruction of water conductivity was performed using a transfer function based on calibration compiled at the scale of semi-hemispheric Africa (Gasse et al., 1995). Some twenty samples taken in the present waters of the Lakes of Ounianga were added to this database but do not cover all the current situations observed (Kröpelin et al., 2008). Indeed, the salinity gradient of the Lakes of Ounianga runs from 217 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ to 352,000 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. The small presence of samples from the Lakes of Ounianga, (20 against the 389 forming the African database covering East Africa, the Maghreb and the Sahel) may give a degree of uncertainty in the reconstructed figures. Furthermore, it has been shown that reconstructions quantified using diatoms is much improved when past and present regional features are taken into account (Sylvestre et al., 2001; Mills and Ryves, 2012).

The aim of this article is therefore to provide current reference data regarding the regional conditions of the Lakes of Ounianga. It includes a description of diatom flora in the entire Ounianga system. The description is accompanied by physicochemical and hydrochemical data. These observations are used in calibration between diatom species and the factors that

determine their distribution in these environments. The relation between diatoms and conductivity is modelled to enable reconstruction based on fossil diatom assemblages.

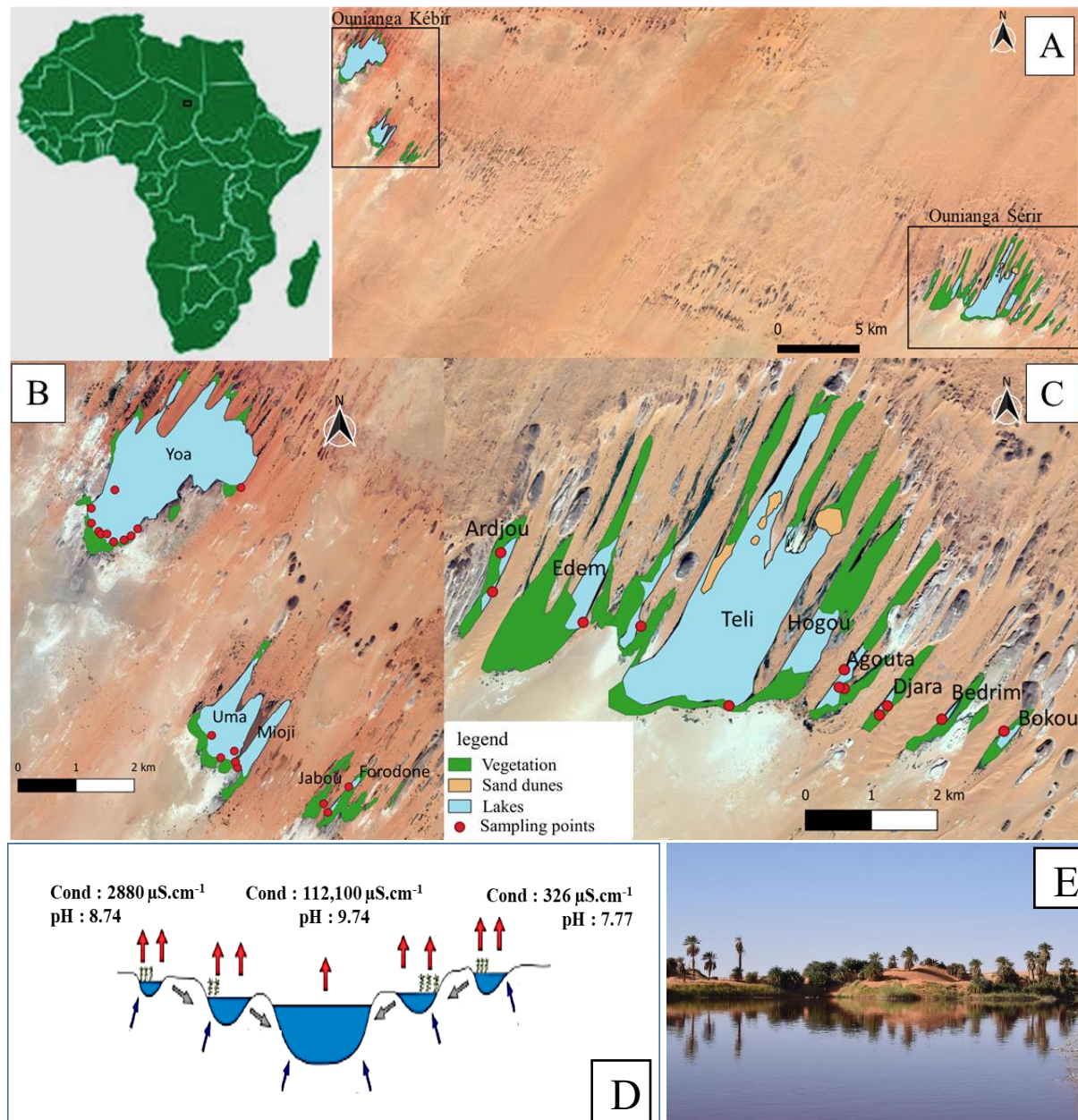


Figure 1. (A) Location s of the sampling points for the study at Ounianga Kebir (B) and Ounianga Serir (C). (D) Diagram of the hydrological functioning of the Ounianga Serir system (after Poulin, 2018, modified). The pH and conductivity ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) were measured *in situ* during the 2016 sampling operation for Lakes Bokou, Teli and Ardjou. Red arrows indicate Evaporation, blue arrows groundwater and grey arrow infiltration of water though lakes (E) Photograph of Lake Jabou, Ounianga Kebir. The photograph was taken during sampling in 2016 (photo credit F. Sylvestre).

2. Study site

The Ounianga region is located between the Tibesti volcanic mountains and the Ennedi, backing against the Erdis sandstone plateau in one of the most arid part of the Chadian Sahara. At latitude 19°N and longitude 20°E, this part of north-east Chad features lakes lying below narrow sandstone escarpments carved by the wind (**Fig. 1A**). It is considered as the largest lake system in the Sahara and includes two sub-basins. To the west, the Ounianga Kebir groups five lakes at 19°3'18''N, 20°30'20''E (**Fig. 1B**). The Ounianga Serir lakes are 50 km further east (18°55'45''N, 20°51'01''E), and in what probably a wind-formed depression running NE-SW for about 10 km. The group consists of eight lakes aligned in parallel and separated by sand dunes (**Fig. 1C**). All these lakes are now fed by the fossil water of the Nubian Sandstone Aquifer System (NSAS) (Poulin, 2018). The largest lakes of the two sets are Lake Yoa at Ounianga Kebir and Lake Teli at Ounianga Serir.

The region of Ounianga is characterized by a hyperarid Saharan climate. It is marked by long periods of drought and practically no rain. Average precipitation recorded in the 1960s was less than 5 mm per year while potential evaporation was around 6 m per year with a fluctuation amplitude of some 0.5 to 1 m at Lake Yoa (Capot-Rey, 1961). The extreme evaporation is compensated by groundwater flow from the NSAS, that allows the lakes to remain in spite of the arid climate (Kröpelin, 2007; Poulin, 2018).

The mean daytime temperature in the region is 40°C in summer (June to August) and 25°C in the winter (December and January) (Capot-Rey, 1961). There is no vegetation and the region is subjected to very high north-easterly winds for much of the year. This is seen in arrow-shaped sand dunes that silt up the lakes (**Fig. 1A**). The absence of precipitation and silting make the observation of the hydrographical network difficult (Grenier et al., 2009). It consists mainly of dry wadis and fossil depressions. The lakes are not connected to any active hydrographical network today. They are confined to depressions more that 50 m below sandstone escarpments several kilometres long.

The geomorphological configuration means that the Lakes of Ounianga Kebir are all strongly saline, with conductivity ranging from 64,000 $\mu\text{S.cm}^{-1}$ to 352,000 $\mu\text{S.cm}^{-1}$, whereas the spring water that feeds them is fresh (217 $\mu\text{S.cm}^{-1}$). Lake Yoa is the largest Ounianga Kebir lake with an area of 3.58 km² and is about 27 m deep. It is the deepest of the five lakes that form the Ounianga Kebir system and has never been dry in the past 6,000 years (Kröpelin et al., 2008).

The Ounianga Serir lakes are located in a 10 kilometres wide depression and display specific hydrological functioning because of their parallel alignment and their 'staircase' positions at different elevations. The topography means that water can flow through dunes from one lake to another (**Fig. 1D**). The lakes at the edge are totally or partially covered by vegetation and fed by numerous springs. They are fresh water, as is shown by the reeds that grow there. The fresh water flows from lake to lake, becoming –gradually more saline, and reaches the central Lake Teli that is at the lowest point in the centre of the depression (**Fig. 1D**). Lake Teli is extremely saline (112,100 $\mu\text{S.cm}^{-1}$) with an area of 4.36 km² and no deeper than 5 m. The very strong evaporation affecting the lake is compensated of groundwater from the NSAS and by a steady flow through the dunes from the neighbouring lakes (Poulin, 2018). This results in

a constant water level in the lakes in spite of the arid climate (Kröpelin, 2007). The mechanism results in an increasing salinity gradient from the peripheral lakes: Lake Bokou to the east (conductivity $326 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) and lake Ardjou to the west (conductivity $2880 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) and the centrally positioned Lake Teli with the highest conductivity ($112,100 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$).

3. Material and Methods

3.1. Sampling in the field

Two field missions in 2015 and 2016 within the framework of the project ‘Grands Ecosystèmes Lacustres Tchadiens (GELT)’ enabled *in situ* sampling of water, phytoplankton and sediment surfaces in each Ounianga Kebir and Ounianga Serir lake (**Fig. 1B et 1C; Table 1**). Forty-three samples were collected in all the different environments observed, e.g. springs, lakes and vegetation. At each site, sampling consisted of collecting surface sediment (water-sediment interface <1 cm deep) and the sampling of water to describe the physicochemical conditions of the moment. When access conditions in the field allowed, diatoms were sampled at the surface of the water using a net with a $5 \mu\text{m}$ mesh. Vegetation was also sampled by scraping. Water temperature, pH and conductivity were measured *in situ* using a portable WTW multi 350i meter. A total of 26 samples was collected at Ounianga Kebir and 17 samples at Ounianga Serir (**Table1**).

3.2. Laboratory analyses

Water samples for analysis of the main elements were filtered in the field using a $0.45 \mu\text{m}$ membrane. The samples for cation analysis were acidified using ultrapure nitric acid. The alkalinity of all the field samples was analysed by titration (Hach). Analyses of major elements were performed using a Thermo Scientific Dionex Aquion ion chromatography system at CEREGE (Aix-en-Provence, France). The exceptionally high concentration of Sodium and Chlorine in lakes Uma, Mioji, Forodone, Jabou and Teli made the analysis of some elements – especially the Magnesium- impossible to be measured: the factor of dilution needed (up to 50 000) does not allow the detection of some other ions. The missing values for these samples were interpolated by the closest similar method using XLStat 2019.3.1 software (Addinsoft, 2019).

The preparation of samples for the study of diatoms consisted of removing all components other than silica. Treatment at 50°C with hydrochloric acid (HCl) and hydrogen peroxide (H_2O_2) was performed to destroy carbonates and organic matter and to deflocculate clays. On completion of the chemical treatments the samples were rinsed several times in distilled water (H_2O) to remove all particles in suspension. A fraction of each sample was then mounted between a slide and a coverslip and fixed with Naphrax.

The relative frequency of the different species in a sample was evaluated by counting under a Nikon 80i photon microscope with a x100 immersion objective and a pair of x10 eyepieces. Diatom counts were performed along vertical transects chosen at random. At least 400 valves were counted per sample.

Table 1. List of the samples collected in the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes. (a) name of the lake (b) names of the samples (c) geographic coordinates (d) type of sample: M: macrophytes, L: water column, S: sediment (e) year of sampling (f) alkalinity in mol/L (g) major anions in mg/l (h) major cations in mg/l (i) conductivity in $\mu\text{S}/\text{cm}^{-1}$ (j) pH (k) temperature in $^{\circ}\text{C}$.

a		b	c	d	e	f	g	h		i	j	k				
Site Name		Sample Name	Latitude (N)	Longitude (E)	Type of sample	Year sampling	Alkalinity (mol/L)	Cl ⁻ (mg/l)	SO ₄ ²⁻ (mg/l)	Ca ²⁺ (mg/l)	Mg ²⁺ (mg/l)	Na ⁺ (mg/l)	K ⁺ (mg/l)	cond (μS/cm ³)	pH	Temp (°C)
Ounianga Kebir	Spring Yoa	YOs1-15	19.044702	20.496489	S	2015	184	7	22	6	3	8		217	7.4	24.4
	Spring Yoa	Yoa-A1m	19.047562	20.492858	M	2016	84	47	37	11	5	50	4	344	6.98	31.2
	Spring Yoa	YOs1-16	19.044965	20.498185	S	2016	84	47	37	11	5	50	4	344	6.98	26.6
		YOs1-16	19.05306	20.51729	S	2016	84	47	37	11	5	50	4	344	6.98	26.6
		YOs3-15	19.045600	20.499347	S	2015	202	17	61	19	5	42	12	362	6.9	31.1
		YOs2-15	19.046695	20.500436	S	2015	202	17	61	19	5	42	12	362	6.9	31.1
		Yoa-A2m	19.045872	20.494408	M	2016	84	47	37	11	5	50	4	344	6.98	31.2
		Yoa-A3m	19.046291	20.494045	M	2016	84	47	37	11	5	50	4	344	6.98	31.2
		Yoa-A3m1	19.046291	20.494045	M	2016	84	47	37	11	5	50	4	344	6.98	31.2
	Spring Uma	UMs1-15	19.011352	20.513986	S	2015	201	10	13	13	4	30	7	234	7	29.3
	Spring Mijsi	MJs4-16	19.00986	20.51670	S	2015	478	22	95	44	10	76	9	623	7.9	29.51
		MJs5-16	19.00986	20.51670	S	2015	478	22	95	44	10	76	9	623	7.9	29.51
	Lake Yoa	Yoa-Cm	19.049856	20.492846	M	2015	48800	9656	15744	159	19	22425	3186	64900	10.11	26.4
		YOs12-16	19.0459	20.4954	S	2015	48800	9656	15744	159	19	22425	3186	64900	10.11	26.6
		YOs13-16	19.0527	20.4967	S	2015	48800	9656	15744	159	19	22425	3186	64900	10.11	26.6
	Lake Uma	UMI2-16	19.012372	20.516206	S	2015	124282	80844	41476	73	19	107313	10188	352000	10.3	25.53
	Lake Mijsi	MiJ-Bm	19.01072	20.51639	M	2016	25956	21557	10606	231	19	29647	2899	124000	9.03	23.76
		MiJ-Cm	19.01072	20.51639	M	2016	25956	21557	10606	231	19	29647	2899	124000	9.03	23.76
		MJ11-16	19.01072	20.51639	S	2016	25956	21557	10606	231	19	29647	2899	124000	9.03	23.76
		MJ12-16	19.01072	20.51639	S	2016	25956	21557	10606	231	19	29647	2899	124000	9.03	23.76
		MJ13-16	19.01072	20.51639	S	2016	25956	21557	10606	231	19	29647	2899	124000	9.03	23.76
	Lake Jabou	JAB11-16	19.00425	20.53079	S	2016	118177	105867	79075	159	19	140192	25935	82700	8.2	30.84
		JAB12-16	19.00425	20.53079	S	2016	118177	105867	79075	159	19	140192	25935	82700	8.2	30.84
	Lake Forodone	FOR11-16	19.00687	20.53490	F	2015	5	190	269	20	42	604	77	3000	9.1	23.05
		For-Cm	19.00292	20.53149	M	2015	4809	250	129	30	64	3593	421	11115	9.6	23.05
		FOR12-16	19.00292	20.53149	S	2015	4809	250	129	30	64	3593	421	11115	9.6	23.05
Ounianga Serir	Lake Bokou	Bok-Bm	18.91546	20.91156	M	2016	126	12	27	44	6	12	2	326	7.77	23.3
		BK11-16	18.91546	20.91156	F	2016	126	12	27	44	6	12	2	326	7.77	23.3
		BK12-16	18.91546	20.91156	S	2016	126	12	27	44	6	12	2	326	7.77	23.3
	Lake Badrim	Bed-Bm	18.91709	20.90261	M	2016	29	65	63	43	15	60	10	737	8.03	24
		BED11-16	18.91709	20.90261	S	2016	29	65	63	43	15	60	10	737	8.03	24
	Lake Djara	Dja-Am	18.918912	20.894770	M	2016	71	126	4	26	48	127	32	1343	7.97	23.1
		DJ11-16	18.917662	20.89364	S	2016	71	126	4	26	48	127	32	1343	7.97	23.1
	Lake Agouta	Agou-Bm	18.921258	20.88858	M	2016	62	250	129	30	69	209	46	1807	8.33	23.6
		AG12-16	18.92384	20.88858	F	2016	62	250	129	30	69	209	46	1807	8.33	23.6
		AG11-15	18.921457	20.887824	S	2016	1013	221	142	37	47	202	47	1833	8.1	17.4
		AG11-16	18.92384	20.88858	S	2016	62	250	129	30	69	209	46	1807	8.33	23.6
		AG13-16	18.92384	20.88858	S	2016	62	250	129	30	69	209	46	1807	8.33	23.6
	Lake Teli	TL11-16	18.91893	20.87196	S	2015	46726	23817	12750	159	19	34500	10920	105100	10.2	25
	Lake Edem	EDI2-16	18.93029	20.85097	F	2016	345	23	11	32	22	67	26	678	8.6	23.7
		EDI1-16	18.929761	20.859285	S	2016	461	33	26	34	32	99	41	896	8.49	23.7
	Lake Ardjou	Ardj-A2m	18.934450	20.837915	M	2016	965	316	175	9	32	490	147	2880	8.74	22.2
		ARJ11-16	18.93979	20.839101	S	2016	965	316	175	9	32	490	147	2880	8.74	22.2

The systematics used to determine species is based on that defined by Krammer and Lange-Bertalot (1986, 1988, 1991a, 1991b), Germain (1981) and Gasse (1980; 1986). The species whose identification is still uncertain are left with open nomenclature (sp. aff.). Taxon synonyms were handled on the basis of the taxonomy revised by Round et al. (1990).

3.3. Quantification of the diatom content of sediments

The diatom content of sediment was evaluated by counting the number of valves in a known quantity of the treated sample. A known volume of sample (0.2 ml for each) was placed between a slide and a coverslip. Six fields were chosen randomly on the slide and were counted on 3 different slides, making a total of 18 fields. Total diatoms against the number of fields gave the average per field. Average diatoms counted per field were multiplied by the total number of fields on a slide, giving the total number of diatoms in 0.2 ml of initial solution. The number obtained was then calculated for 1 gram dry sediment.

3.4. Diatom population and diversity

Shannon's index and the equitability index were calculated to measure the species diversity of the diatom population in each sample. Shannon's index (H') shows the amount of information provided by a sample concerning the structures of the population that it came from and the way in which individuals are spread between various species (Shannon and Weaver, 1948).

Diversity is the function of probability P_i of the presence of each species in relation to total individuals. It is calculated using the following formula:

$$H' = -\sum P_i \log_2 P_i$$

In which $P_i = n_i/N$.

n_i : the number of individuals per taxonomic species.

N : the number of individuals per sample.

H' : the species diversity index.

Equitability or equipartition is the second fundamental dimension of diversity (Ramade, 2009). It represents the distribution of the number of individuals by species and is the relation between maximum diversity (H_{max}) and Shannon's index. It is expressed as:

$$E = H'/H_{max}$$

$$H_{max} = \log_2 (S)$$

S : the number of species forming the population.

Equitability was used to compare the structures of diatom populations. H' is zero if the entire sample consists of a single species and is $\log_2 (S)$ if there is the same number of individuals, with the two values being the limits of an interval in which H' is variable.

3.5. Distribution of diatoms according to the aquatic environment and the transfer function

First, correspondence analysis (CA) was performed on the diatom flora to rank data and show relations between samples and species. CA was performed using 66 selected taxa defined by their absolute abundance in 43 samples (**Annex 1** for the list of species selected). The taxa whose percentage was less than 5% and a number of occurrences less than 2, were removed from the table of abundance. Only the species that were strongly dominant but were seen only in a single sample at a very high percentage (>80%) were kept. Such dominance is a strong indication of the relation between the species and its environment and we considered that it was important to include it in the dataset. CA was performed using the software XLSTAT 2019.3.1 (Addinsoft, 2019).

The relation between diatom flora and environmental parameters was then shown by Canonical Analysis of Correspondence (CCA) using the software CANOCO (Ter Braak, 1986;

<http://www.canoco5.com/>). CCA was performed on the same diatom data set than used in CA defined by their absolute abundance in 43 samples. Variables measured in the field (conductivity, pH, alkalinity, except water temperature) and analysed in the laboratory (Na^+ , K^+ , Mg^{2+} , Ca^{2+} , Cl^- , SO_4^{2-}) were included in the analysis. Conductivity was used as a raw figure and expressed as $\log_{10}$ to keep the dispersal of figures to a minimum. We here included both parameter in the same analysis; but when including cond only, and $\log_{10}$ -cond only (results not shown) the results emphasize the same trend than when both variables are included. Cation and anion contents were entered in relative abundance (%) and expressed respectively with regard to total cations and anions. Ionic ratios enabled to describe the chemical facies of a water, cation ratio ($\text{RC} = \text{Na}^+ + \text{K}^+ / \text{Ca}^{2+} + \text{Mg}^{2+}$) and anion ratio ($\text{RA} = \text{total alkalinity} / \text{Cl}^- + \text{SO}_4^{2-}$) were also entered in the analysis.

Transfer functions were developed using the ordinary weighted-averaging (WA), and the toleranced-downweighted WA (WA-Tol) methods (ter Braak and Looman, 1986). We used C2 software (Juggins, 2003; <https://www.staff.ncl.ac.uk/stephen.juggins/software/code/C2Description.pdf>). The general principle of the method is based on calculation of optimum and tolerance values. For each environmental variable and for each diatom species, the optimum value of an environmental variable is calculated on the basis of species abundance in the modern reference database. The optimum is a theoretical value of the environmental parameter in which the species has the conditions for optimal development. The tolerance parameter is a theoretical value representing the ability of the species to survive when there is divergence from the optimum value. We present results for both ‘apparent’ estimates (whole datasets used to infer estimates and test predictive ability) and jackknife estimates. The deshrinking procedure was applied using both classical and inverse methods. Transfer function performance was deciphered using several parameters. The RMSE is the root mean square error for the estimates; R^2 is the correlation coefficient between estimated and measured diatom values. Maximum bias indicates transfer function predictability.

4. Results

4.1. Environmental parameters

Field measurements of physicochemical parameters and chemical analyses of the major elements in samples collected in the Ounianga Kebir and Serir lakes are shown in Table 1. The pH of the lakes ranges from 6.90 to 10.11. Conductivity is between 217 and 352,000 $\mu\text{S}/\text{cm}^{-1}$. This broad range included intermediate values through the gradient (e.g. 3,000; 11,115; 82,700; 124,000 $\mu\text{S}/\text{cm}^{-1}$). The lowest conductivity values (less than 1,000 $\mu\text{S}/\text{cm}^{-1}$) were observed in samples from springs and from peripheral lakes (lakes Bokou, Bedrim and Edem in Ounianga Serir). The highest conductivity values were observed in the Lakes of Ounianga Kebir (Yoa, Djabou, Mioji and Uma) and in the central Lake Teli in Ounianga Serir. The temperature at sampling sites ranged from 17.4 to 31.2°C.

Analysis of the major ions showed that the facies of samples from springs and lakes were dominated by sodium and potassium bicarbonate (**Fig. 2**). The samples from hypersaline lakes evolved from a sodium and potassium bicarbonate facies to a sodium and potassium-

sulphate facies with calcium and magnesium contents close to zero; this is the case for Lake Forodone (sample FOR1-16). The samples from the least saline lakes and from springs displayed a bicarbonate-calcium-magnesium facies (**Fig. 2**). The samples from Lake Djara in Ounianga Serir (DJ1-16, Dja-Am) shift towards chlorination, and hence have a chlorine-sodium-potassium facies.

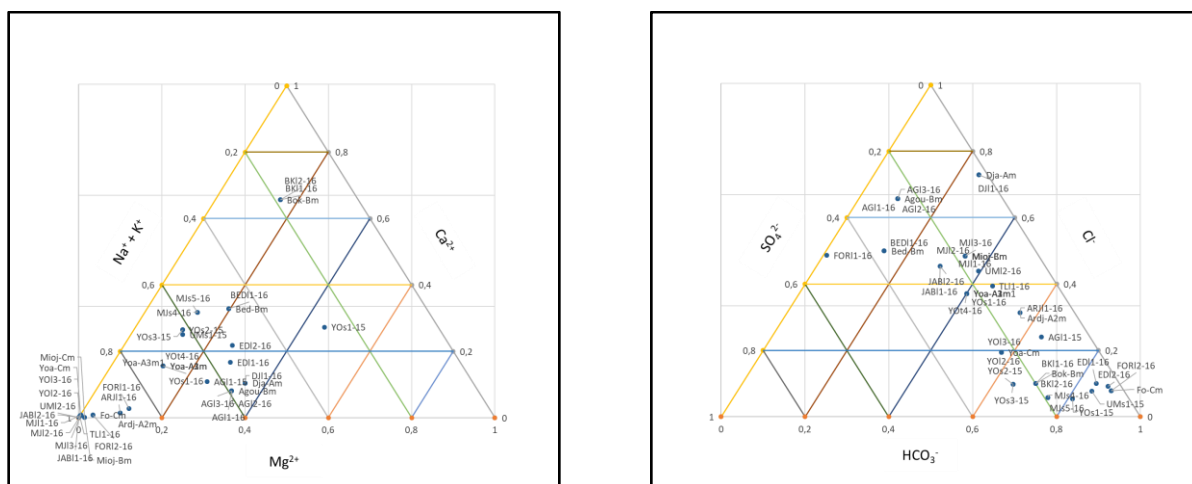


Figure 2. Chemical features (major ions) of the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes

4.2. The diatom content of sediment

The valve content per gram of dry sediment is shown in figure 3 for all sediment samples. It ranges from $2 \cdot 10^6$ to $679 \cdot 10^6$ valves per gram of dry sediment. The six samples UMs1-15, TL1-16, YOI2-16, BED1-16, DJ1-16 and FOR1-16 displayed a small concentration of less than $10 \cdot 10^6$ valves per gram of dry sediment. Seven others—YO1-15, YO2-15, AG1-16, YOI4-16, YOI3-16, MJ4-16 and ED1-16—displayed higher concentrations of more than $100 \cdot 10^6$ valves per gram of dry sediment.

The highest diatom concentrations were observed in the samples from springs, with the exception of sample UMs1-15 from the spring at Lake Uma. Similarly, the lakes with low conductivity water, generally display higher diatom contents while samples from lakes with high conductivity have lower diatom contents, even if a clear gradient is not evidenced.

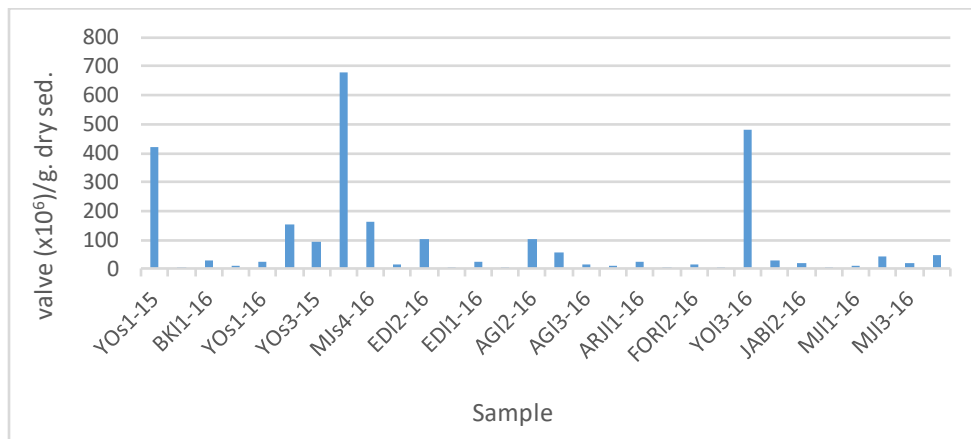


Figure 3. Sediment diatom contents (valve (x10⁶)/g. dry sediment) of Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes. Samples sorted according to water conductivity values.

4.3. Diversity of the diatom flora

The diversity and equitability indices for water and material collected on vegetation are listed in Table 2. Between 1 and 22 species were observed per sample. The diversity indices of the samples range from 0.12 to 2.77 with an equitability index from 0.05 to 0.67. Those with high diversity indices of between 2.04 and 2.77 are AGI1-15, EDI2-16, ARJ11-16, YOt4-16, EDI1-16, AGI3-16 and DJI1-16. These samples also have equitability values of 0.50 or higher, with the exception of YOt4-16 for which 0.49 was observed. Some samples such as AGI1-16, FORI2-16 and Jabl1-16 have equitability indices higher than 0.50 but with diversity indices of 1.04 to 1.99. The samples UMs1-15, MJ12-16, TL1-16, YOI3-16, BED11-16, Jabl2-16, MJ13-16, MJ11-16 and Mjs5-16 have Shannon's index values lower than 1 and equitability of from 0.05 to 0.30. Samples YOs1-15, YOs2-15, YOs3-15, BK11-16, AGI2-16, YOs1-16, YOI2-16, BKI2-16, MJs4-16 and FORI1-16 have Shannon's index values of 1.02 to 1.68 and equitability indexes of between 0.25 and 0.48. Samples UMI2-16 and Ardj-A2m were single-species with biodiversity values of zero.

Table 2. Shannon's indices and equitability for each sample

Sample	Number of Species (S)	Shannon Index (H)	Hmax	Equitability Index (E)
UMs1-15	12	0,98	3,58	0,27
YOs1-15	14	1,11	3,81	0,29
Yoa-A1m	4	1,13	2	0,57
MJs4-16	17	1,60	4,09	0,39
MJs5-16	8	0,83	3,00	0,28
YOs1-16	15	1,68	3,91	0,43
YOt4-16	18	2,04	4,17	0,49
YOs3-15	5	1,02	2,32	0,44
YOs2-15	12	1,67	3,58	0,47
Yoa-A2m	17	3,04	4,09	0,74
Yoa-A3m	13	1,34	3,70	0,36
Yoa-A3m1	13	1,53	3,70	0,41
Bok-Bm	21	2,56	4,39	0,58
BK11-16	18	1,25	4,17	0,30
BKI2-16	18	1,05	4,17	0,25
EDI2-16	22	2,25	4,46	0,51
Bed-Bm	17	1,53	4,09	0,37
BED11-16	15	0,74	3,91	0,19
EDI1-16	15	2,06	3,91	0,53
Dja-Am	17	2,16	4,09	0,53
DJI1-16	21	2,27	4,39	0,52
Agou-Bm	16	1,93	4	0,48
AGI2-16	15	1,11	3,91	0,28
AGI1-15	16	2,55	4,00	0,64
AGI1-16	15	1,99	3,91	0,51
AGI3-16	18	2,77	4,17	0,67
Ardj-A2m	2	0,03	1	0,03
ARJ11-16	22	2,43	4,46	0,55
FORI1-16	11	1,62	3,46	0,47
Fo-Cm	8	1,40	3	0,47
FORI2-16	10	1,67	3,32	0,50
Yoa-Cm	5	1,21	2,32	0,52
YOI2-16	7	1,33	2,81	0,48
TLI1-16	5	0,20	2,32	0,08
Mioj-Bm	7	0,49	2,81	0,17
Mioj-Cm	6	0,66	2,58	0,26
MJ11-16	4	0,21	2,00	0,10
MJ12-16	6	0,66	2,58	0,25
MJ13-16	5	0,73	2,32	0,32
JAB11-16	3	1,04	1,58	0,66
JAB12-16	6	0,77	2,58	0,30
UMI2-16	1	0,00	0,00	
YOI3-16	5	0,12	2,32	0,05

In short, the samples do not display great diversity. The maximum number of species observed was 22, with diversity generally greater in the samples from the least saline lakes. However, several samples from springs, fresh water lakes and vegetation reveal environments with a small number of species.

4.4. Diatom flora

In the 43 samples, 159 taxa of 37 genera were determined. The composition differs from one sample to another and most of them displays a characteristic taxa composition (**Fig. 4**).

We performed correspondence analysis (CA) to achieve an objective analysis of the composition of this flora. The first two axes of the analysis form 13.97% of total variance, and half (50%) taken in the 9 first factorial axes.

Factorial plane F1xF2 defines three distinct groups of samples: a, b and c (**Fig. 5A**). On the first axis, group (c) reveals the samples collected in the hyper-saline lakes and group (a) consists of samples from springs. On the same axis, two samples (Yoa-A3m and Yoa-A3m1) collected at a resurgence of Lake Yoa are individualised and set at the highest values on axes 1 and 2. They stand out by the presence of the taxa *Sellaphora seminulum* and *Stauroneis kriegerii*, two species observed in these samples only. The second axis clearly shows group (b), consisting of samples collected in the freshwater lakes (**Fig. 5A**).

Group (a) consists of 8 samples collected at the edges of the lakes from the springs (YOs1-15, YOs2-15, YOs3-15, YOs1-16, Yoa-A2m, YOt4-16, MJs4-16 and MJs5-16). They feature the species *Achnanthidium exiguum* that is strongly represented in samples YOt4-16 (44.12%) and MJs5-16 (46.49%) and also *Sellaphora pupula*, *Diadesmis confervacea* is very strongly represented in YOs1-15 (80.63%), followed by *Staurosira elliptica* (11.53%) (**Fig. 5B**). Sample UMs1-15 features the presence of *Caloneis bacillum* (78.59%). The species *Nitzschia amphibia*, *Gomphonema parvulum* and *Nitzschia pusilla* are also observed in samples YOs3-15, YOs2-15, YOs1-16 and MJs4-16.

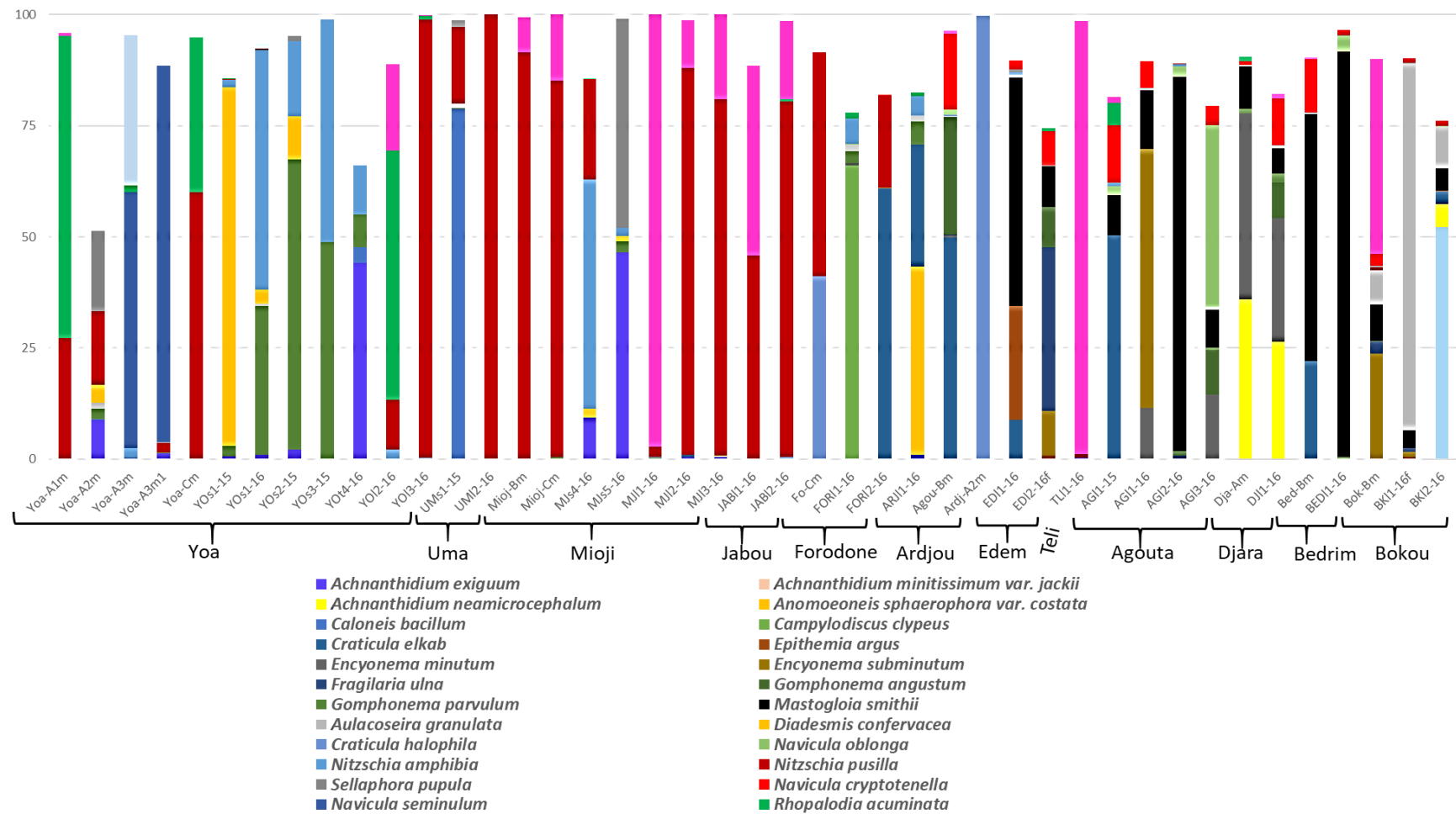


Figure 4. Composition of the diatom flora in the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lake

Group (b) contains 15 samples collected in the freshwater lakes (AGI1-15, AGI1-16, AGI2-16, AGI3-16, Agou-Bm, EDI1-16, EDI2-16, BEDI1-16, Bed-Bm, BKI1-16, BKI2-16, Bok-Bm, Dja-Am, DJI1-16 and ARJI1-16). The latter are found only in Ounianga Serir and each has an individual flora, with the exception of the species *Mastogloia smithii*, *Encyonopsis minuta* and *Craticula elkab*, that are observed in at least two samples (**Fig. 5B**). *Mastogloia smithii* is present in four samples: BEDI1-16, AGI2-16, EDI1-16 and AGI1-16. The species is practically alone in samples BEDI1-16 (91.28%) and AGI2-16 (84.26%). In sample EDI1-16, it represents 51.38%, associated with *Epithemia argus* (25.61%). It represents 13.61% in sample AGI1-16 but the diatom flora of this sample is dominated by *Encyonema subminutum* (58.31%). The other samples display different species groups, as for example in sample DJA1-16 where *Encyonema minutum* forms 27.67%, followed by *Achnantheidium neomicrocephalum* (26.44%). Sample BKI2-16 collected in Lake Bokou contains *Achnantheidium minutissimum* var. *jackii* found only in this sample. Sample ARJI1-16 consists of *Anomoeoneis sphaerophora* f. *costata* (42.35%) and then *Craticula elkab* (27.51%). Sample AGI3-16 is the only one containing *Navicula oblonga* (40.92%) followed by *Encyonema minutum* (14.58%). *Aulacoseira granulata* is practically the only species in sample BKI1-16 (82.53%). *Ulnaria ulna* and *Achnantheidium minutissimum* total 36.87% and 13.48% respectively in EDI2-16. Sample AGI1-15 is dominated by the species *Craticula elkab* (50.30%) where *Navicula cryptotenella* is also present (12.88%).

The samples making up group (c) are mainly from Ounianga Kebir, with the exception of TL1-16 that was collected in the hypersaline central Teli lake at Ounianga Serir and Ard-A2m collected on reeds in Lake Ardjou (**Fig. 5A**). The samples from the meso-hypersaline lakes almost all contain a single species. *Nitzschia pusilla* and *Staurophora* sp. are the two best-represented taxa in these samples (**Fig. 5B**). *Nitzschia pusilla* is strongly represented in samples YOI3-16 (98.48%), MJL3-16 (80.26%), MJL2-16 (86.88%), JAB12-16 (80.06%) and JAB11-16 (45.75%). It is the only species in sample UMI2-16 (100%) and followed by *Staurophora* sp. in samples JAB11-16 (42.71%), JAB12-16 (71.51%) and MJL3-16 (19.01%). *Staurophora* sp. scores 97.40% in sample TL11-16 and 97.15% in sample MJL1-16. It is observed at 19.37% in sample YOI2-16, with the latter dominated by *Rhopalodia acuminata* (56.17%). *Craticula elkab* totals 60,80% in sample FORI2-16, where it is accompanied by *Nitzschia pusilla* (20.77%). Sample FORI1-16 is the only one in which *Campylodiscus clypeus* (66.12%) is found, accompanied by *Cyclotella meneghiniana* (19.67%).

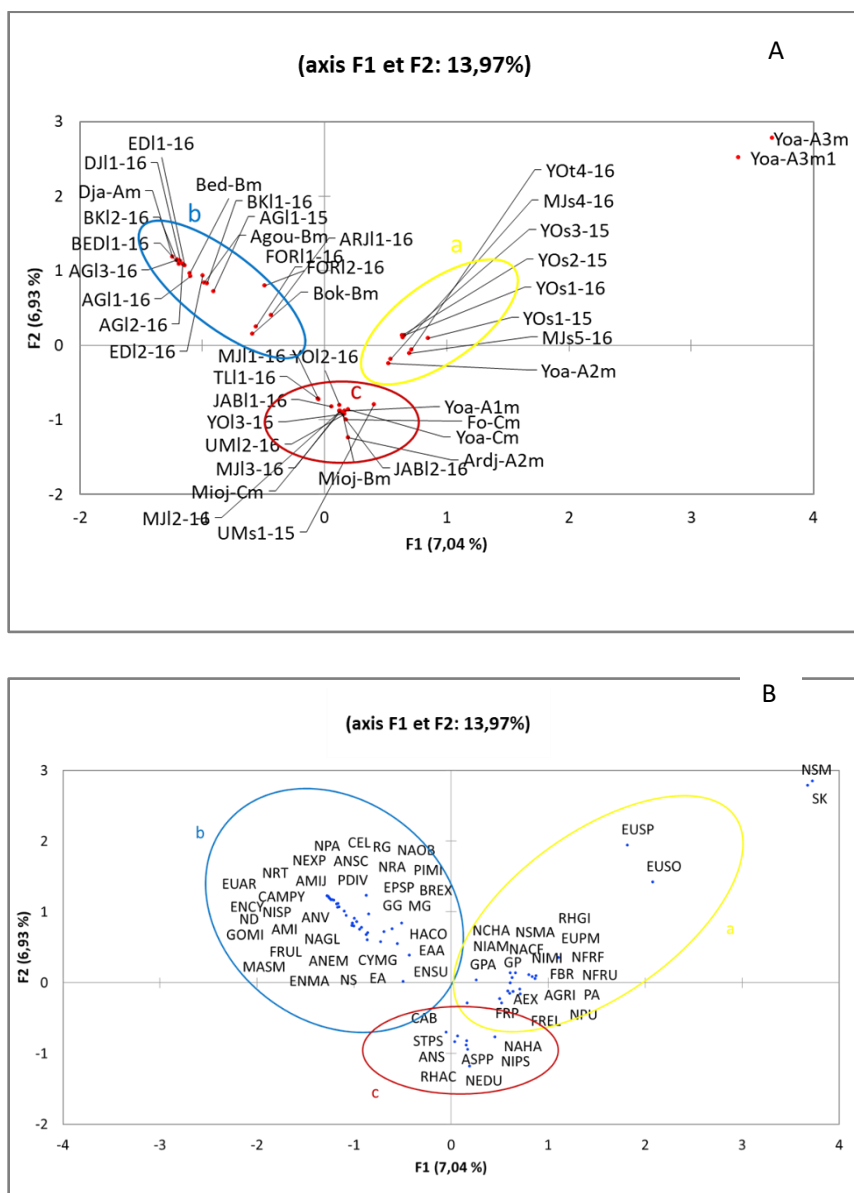


Figure 5. Factorial plane F1x F2 with A) the distribution of samples (the codes of the samples are shown in Table 1) and B) the species (the codes of the species are shown in Annex 1).

4.5. The relation between diatom flora and hydrochemical parameters

The relation between diatom flora and environmental physicochemical parameters was investigated using canonical analysis of correspondence (CCA). The two first canonical axes of CCA represent 11% of total variance (F1: 6.86%; F2: 4.14%). They are shown in Table 3 and Figure 6. On the basis of the correlation of environmental parameters with these two axes, the environmental variables that have the most effect on diatom population patterns are mainly C and LogC, pH, Na⁺, Mg²⁺ and Ca²⁺. Then come RC, Cl⁻, SO₄²⁻, and K⁺ with decreasing importance and finally, almost not correlated with the first two factorial axes, are the parameters Alk and RA.

The variance inflation factor (VIF) parameter shows the extent to which a variable provides unique (or redundant) information in dataset analysis. The higher the value of the parameter, the more the information that it provides is redundant as regards variables. Among the variables well correlated with the factorial axes 1 and 2 cited above, Mg^{2+} , Na^{+} , and Ca^{2+} show very high VIF values (**Table 3**), indicating that the information included in these three variables can be obtained via the other environmental variables of interest. To a much lesser degree, LogC has a higher VIF value than C; pH and C both have a low VIF value, showing that the information corresponding to these variables is unique in the dataset (and not present in any other variables covered by the analysis).

Table 3. Results of CCA analysis. C: conductivity; LgC= log (10) conductivity; RA= anion ratio; RC= cation ratio; Alk= alkalinity.

Parameter	Average	Standard Dev	Correlation				Variance Inflation Factor (VIF)
			Axis 1	Axis 2	Axis 3	Axis 4	
C	39015	68 998	0.5417	-0.4437	-0.1443	0.0506	5.66
LgC	3.60	1.04	0.5416	-0.6464	-0.3067	0.0033	15.79
pH	8.37	1.02	0.2576	-0.5767	-0.3662	-0.0347	5.62
Mg ²⁺ (%)	13.08	12.22	-0.8879	0.3350	0.1842	-0.0326	526
Ca ²⁺ (%)	13.88	16.98	-0.3692	0.4099	0.3779	0.3357	854
Na ⁺ (%)	66.38	23.38	0.7456	-0.4453	-0.3540	-0.1931	1820
RC	94.72	223.0126	0.4171	-0.3347	-0.0993	0.0225	2.97
Cl- (%)	34.79	20.65	-0.2644	-0.2536	-0.1070	0.0379	4364
SO ₄ ²⁻ (%)	19.34	9.10	0.0770	0.4961	-0.1075	0.5157	845
K ⁺ (%)	6.77	3.30	-0.1428	-0.2207	-0.1615	-0.2004	35.6
Alk %	45.92	24.22	0.1986	0.0345	0.1340	-0.2266	6079
RA	1.62	2.07	-0.0273	0.0029	-0.0258	-0.2615	5.45

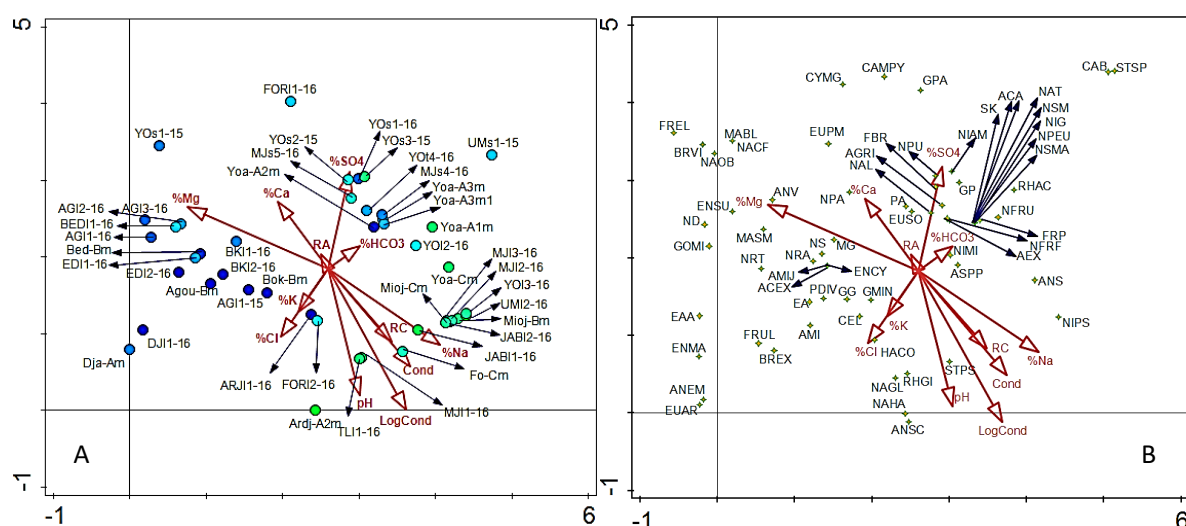


Figure 6. CCA for 43 samples and 11 environmental variables. (A) Scores for samples and environmental variables (the codes of the samples are shown in Table 1). (B) Scores for species (the codes of the species are shown in Annex 1) and environmental variables. The length of each vector shows its importance in the variance of the data.

Considering the combination of the two parameters—correlation between the explanatory (environmental) variables on the first two axes, and VIF, we calculated transfer functions for the three following parameters only: C, LogC and pH. The dataset on which the transfer functions procedure was implemented is the same as that designed for CCA analysis (66 taxa in 43 samples).

The regression coefficients for the deshrinking procedures for both the classical and inverse methods are shown in Table 4. Performances of the transfer functions are reported in Table 5. Figure 7 illustrates the results for LogC and the graph of diatom-estimated LogC *versus* LogC for the WA-Tol method that shows the best reconstruction performance. Results for the pH, and C transfer functions are illustrated in Annex 2. In LogC reconstruction using the transfer function method (WA or WA-Tol) and the deshrinking procedure (‘inverse’ or ‘classical’), the RMSE displays very similar values of between 0.56 and 0.58 R^2 lies between 0.75 and 0.77 (‘apparent’ R^2 between 0.87 and 0.89) and maximum bias is between 0.50 and 0.67. For the C parameter (without log-transformation), reconstruction performances are slightly lower than for LogC. R^2 is between 0.48 (WA and classical deshrinking) and 0.55 (WA-Tol and inverse deshrinking). The pH reconstructions show performances that are slightly lower than for the conductivity. R^2 values are between 0.38 (WA and inverse deshrinking) and 0.45 (WA-Tol and classical deshrinking).

Table 4: Regression coefficients of the deshrinking procedure in the transfer function.

Variable	Regression coefficients				
	Method	Inverse		Classical	
		b0	b1	b0	b1
LogCond	WA	-0,68	1,19	0,96	0,73
	WA-Tol	-0,53	1,17	0,80	0,75
Cond	WA	-7916,35	1,23	16731,45	0,52
	WA-Tol	-3195,86	1,70	6781,50	0,45
pH	WA	-1,61	1,19	3,63	0,56
	WA-Tol	-0,96	1,12	3,16	0,61

Table 5: Overall performances of the transfer functions

Method	Deshrinking type	Apparent			Jackknife		
		RMSE	r^2	Max. bias	RMSE	r^2	Max. bias
Log-Cond							
WA_Inv	I	0,37	0,87	0,57	0,56	0,75	0,67
WA_Cla	C	0,40	0,87	0,35	0,58	0,76	0,50
WA-Tol_Inv	I	0,35	0,89	0,52	0,57	0,77	0,64
WA-Tol_Cla	C	0,37	0,89	0,32	0,57	0,77	0,65
Cond							
WA_Inv	I	39 767	0,64	223 036	49 486	0,50	258 736
WA_Cla	C	49 857	0,64	169 084	61 368	0,48	247 747
WA-Tol_Inv	C	49 857	0,64	169 084	61 368	0,48	247 747
WA-Tol_Cla	C	37 171	0,76	116 692	54 785	0,53	236 258
pH							
WA_Inv	I	0,57	0,67	1,01	0,87	0,38	1,32
WA_Cla	C	0,70	0,67	0,80	0,97	0,41	1,14
WA-Tol_Inv	I	0,56	0,69	0,96	0,84	0,43	1,33
WA-Tol_Cla	C	0,67	0,69	0,58	0,92	0,45	1,18

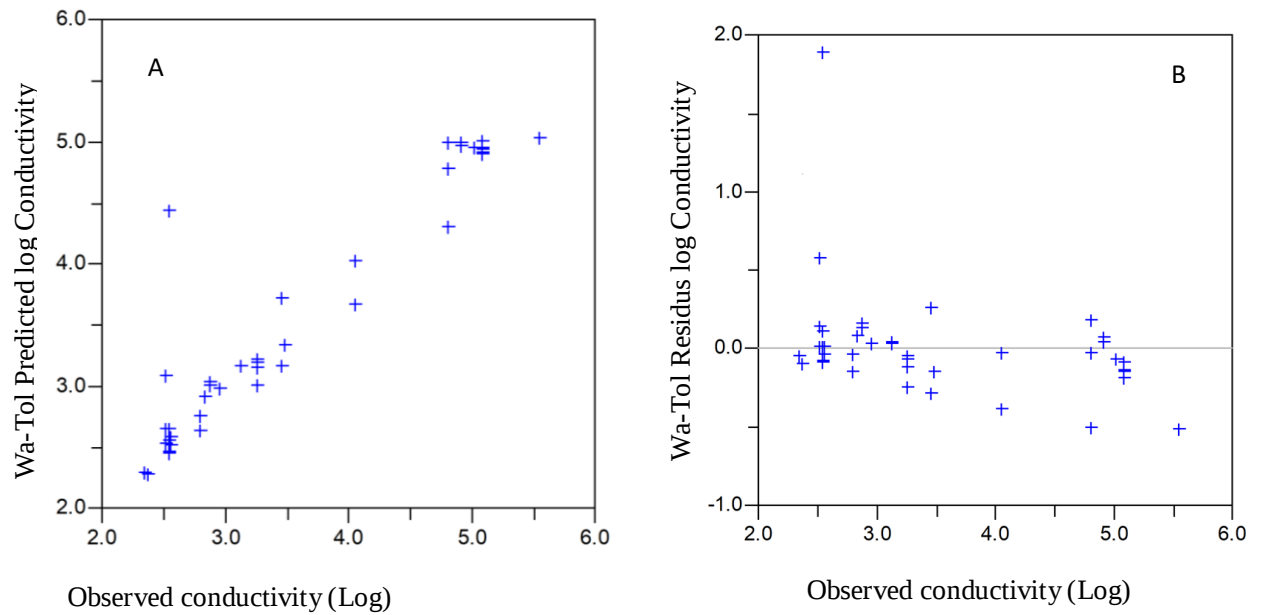


Figure 7. Results of the diatom-inferred conductivity *versus* observed conductivity using WA-Tol method, and the inverse deshrinking method (A) and residus of estimates along the conductivity gradient (B).

5. Discussion

Our results show that the diatom distribution in Ounianga lakes is mainly explained by the gradient of conductivity, spanning freshwater ($<1,500 \mu\text{S.cm}^{-1}$) to hypersaline ($>60,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$) conditions, comprised between $200 \mu\text{S.cm}^{-1}$ and $352,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$. Compared with other available training sets from the African continent (Gasse et al., 1995; Mills and Ryves, 2012), our calibration is covering the largest conductivity gradient. Intermediate conductivity in the range of 10^3 to $10^4 \mu\text{S.cm}^{-1}$ are less represented than fresh and hypersaline waters, as usually observed in modern calibrations (Verschuren, 2003; Mills and Ryves, 2012). But our calibration consists of several samples comprised between $1,000$ and $3,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$. It also spans the gradient between $11,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$ to $100,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$, with some interruptions between $3,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$ and $10,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$, $11,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$ and $69,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$ and $82,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$ and $100,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$. In that sense, our modern calibration allows to propose a diatom-based inference model covering a larger gradient in conductivity and then being potentially better documented for reconstructing different past situations.

Compared with others transfer functions made in different sites and at different scales (regional *versus* continental), our inference model for the conductivity with an apparent correlation coefficient R^2 at 0.89 is similar to the transfer function developed at a continental scale for African lakes ($R^2=0.87$, Gasse et al., 1995) and the model focused on the Ugandan crater lakes ($R^2=0.87$, Mills and Ryves, 2012). Our model is also closed to the transfer function done in the Great Plain in Nord America ($R^2 = 0.83$, Fritz et al., 1991), in British Columbia ($R^2= 0.89$, Cumming and Smol, 1993) and in Bolivia ($R^2=0.77$, Sylvestre et al., 2001). The estimated prediction error with the jackknife method is lower ($R^2_{\text{jack}} = 0.77$). This prediction

error is roughly similar to that of European Diatom Database Initiative conductivity transfer functions ($R^2_{\text{jack}} = 0.71$, <http://craticula.ncl.ac.uk/Eddi>), and the African-semi-hemispheric scale database ($R^2_{\text{jack}} = 0.80$, Gasse et al., 1995). It is also similar to the prediction error of the salinity transfer function developed for British Columbia ($R^2_{\text{jack}} = 0.74$, Cumming and Smol, 1993).

We also compare the taxa distribution represented at more than 10% in our dataset with those from the African-semi-hemispheric scale database (Gasse et al., 1995). After the harmonization of the taxonomy, we identified only 24 similar species compared to the 389 species listed in the African-semi-hemispheric scale training set. We also identified 8 species that are only present in our calibration. When comparing both optimum and tolerance estimated by the two models (**Fig. 8**), few species show a good agreement. There are only 7 species, e.g. *Craticula halophila*, *Campylodiscus clypeus*, *Navicula oblonga*, *Ulnaria ulna*, *Nitzschia amphibia*, *Gomphonema parvulum*, and *Sellaphora seminulum* for which the optimum reconstructed by both models is quite similar. For the others, the estimated optimum is different. For most of species, the optimum value shows a difference, but the tolerance range puts two estimated values in the range of the estimated error. But for others species, the estimated optimum and tolerance are completely different. This is the case for *Mastogloia smithii* and *Nitzschia frustulum*.

Such differences have been already evidenced when comparing the dataset from Ugandan crater lakes with the African semi-hemispheric-scale one. These differences were attributed to the gradient of conductivity and the size of the training set; the African dataset covering larger conductivity gradient than the Ugandan dataset (Mills and Ryves, 2012). In our case, our conductivity gradient is larger, e.g. $217 \mu\text{S.cm}^{-1}$ - $352,000 \mu\text{S.cm}^{-1}$ compared to the African dataset, e.g. $40 \mu\text{S.cm}^{-1}$ - $99,060 \mu\text{S.cm}^{-1}$.

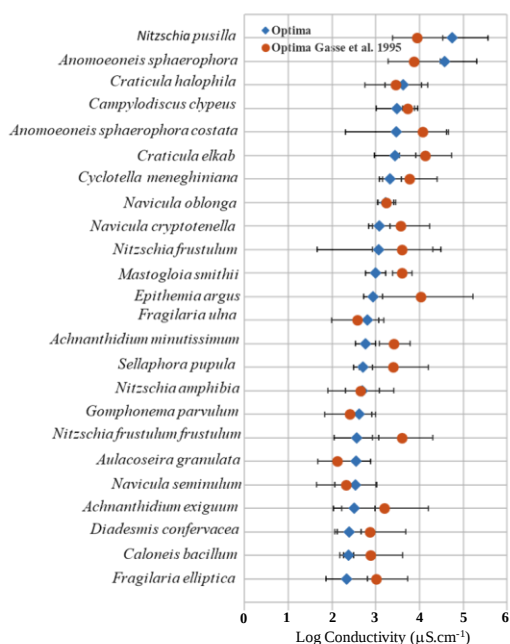


Figure 8. Weighted average conductivity optima and tolerance for species with a minimum percentage of 10% in Lakes Ounianga dataset compared with similar species in the African-semi-hemispheric scale database (Gasse et al., 1995).

As a consequence, this comparison between both dataset demonstrates that regional calibration could be really useful in case of an application of a transfer function on fossil diatoms for a locality from which no modern calibration was done. For Lake Yoa, a diatom record spanning the last 6,000 years was done, and a transfer function using the Africa semi-continental scale was selected to infer conductivity (Kropelin et al., 2008). This record evidenced a significant increase in conductivity at 4,200 year ago, highlighting a major hydrological event. This event is mainly supported by the occurrence in the assemblage of *Craticula elkab* (Kusber and Cocquyt, 2007).

. Based on our Ounianga calibration based- transfer function, *Craticula elkab* has a lower optimum, e.g. 3.44 log.cond $\mu\text{S.cm}^{-1}$ than in the Africa continental scale model, e.g. 4.14 log.Cond $\mu\text{S.cm}^{-1}$. This difference does not counterbalance strongly the results evidenced in the Lake Yoa record, but our regional Ounianga lakes diatom based conductivity model surely improve inferred values.

Conclusion

Study of the present diatom flora in the Lakes of Ounianga reveals substantial species turnover from one lake to another. The diatom flora of each lake reflects its particular physicochemical conditions, suggesting that the relation between a species and an environmental variable is unimodal. As these lakes feature great variability in conductivity related to morphological differences (depth, area), to hydrological functioning and to the vegetation cover, the configuration suggests that each diatom species display optimum development at given value (ter Braak and van Dam, 1989). Diatom species are distributed according to the conductivity of the environment and the chemical features of the waters, very clearly characterising meso-saline and hypersaline water, freshwater lakes and spring zones.

The conductivity transfer functions performs very well, and suggests a fairly good predictability for applying this inference to the past. These predictive models fill a knowledge gap at the scale of the Sahara. They thus form a robust reference for estimating past hydrochemical variability in Saharan lakes and can be now apply to fossil diatoms.

Acknowledgements

This work was carried out within the framework of the program 'Grands Ecosystèmes Lacustres Tchadiens' (GELT) financed by the French Ministry of Foreign Affairs and coordinated by the French Embassy in Chad and the Centre National de Recherche et du Développement in Chad (CNRD). We thank the French Embassy in Chad, the Centre National de Recherche et Développement (CNRD) in Chad and the University of N'Djamena for their logistic and technical aid during field missions.

References

- Addinsoft (2019) XLSTAT Statistical and Data Analysis Solution, Paris France (<http://xlstat.com>).
- Capot-Rey R (1961) Borkou et Ounianga : étude de géographie régionale (Vol. 5). Univ. D'Alger, Inst. De Recherches Sahariennes. 182 pp
- Creutz M, Van Bocxlaer B, Abderamane M, Verschuren D (2016) Recent environmental history of the desert oasis lakes at Ounianga Serir, Chad. *J Paleolimnol* 55: 167-183
- Cumming, BF, Smol, JP (1993) Development of diatom-based salinity models for paleoclimatic research from lakes in British Colombia (Canada). *Hydrobiologia*, 269/270: 179-196
- Eggermont H, Verschuren D, Fagot M, Rumes B, Van Bocxlaer B, Kröpelin S (2008) Aquatic community response in a groundwater-fed desert lake to Holocene desiccation of the Sahara. *Quat Sci Rev* 27: 2411-2425
- Francus P, Von Suchodoletz H, Dietze M, Donner RV, Bouchard F, Roy AJ, Kröpelin S (2013) Varved sediments of Lake Yoa (Ounianga Kebir, Chad) reveal progressive drying of the Sahara during the last 6100 years. *Sedimentology* 60: 911-934
- Fritz SC, Juggins S, Battarbee RW, Engstrom DR (1991) Reconstruction of past changes in salinity and climate using a diatom-based transfer function. *Nature* 352 : 706-710
- Gasse F (1980) Les diatomées lacustres plio-pléistocènes du Gadeb (Ethiopie) : systématique, paléoécologie, biostratigraphie. *Revue algologique, Mémoire hors-série 3* : 249 pp
- Gasse F (1986) East African Diatoms. Taxonomy, ecological distribution. *Bibliotheca Diatomologica* 11 : 292 pp
- Gasse F, Juggins S, Khelifa LB (1995) Diatom-based transfer functions for inferring past hydrochemical characteristics of African lakes. *Paleogeogr Paleoclimatol Paleoecol* 117 : 31-54
- Germain H (1981) Flore des diatomées : Diatomophycées eaux douces et saumâtres du massif Armoricaïn et des contrées voisines d'Europe occidentale. Ed. Boubée, 444 pp
- Grenier C, Paillou P, Maugis P (2009) Assessment of Holocene surface hydrological connections for the Ounianga lake catchment zone (Chad). *Comptes Rendus Geoscience* 341 : 770-782
- Juggins S (2003) C2 User guide. Software for ecological and palaeoecological data analysis and visualisation. University of Newcastle, Newcastle upon Tyne, 69
- Krammer K, Lange-Bertalot H (1986) Susswasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 1 Teil : Naviculaceae. Ed. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart, 876 pp
- Krammer K, Lange-Bertalot H (1988) Susswasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 2 Teil : Bacillariaceae, Epithemiceae, Surirellaceae Ed. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart, 596 pp
- Krammer K, Lange-Bertalot H (1991a) Susswasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 3 Teil : Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae Ed. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart, 576 pp

- Krammer K, Lange-Bertalot H (1991b) Susswasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 4 Teil : Achnanthaceae, Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema, Gesamliteraturverzeichnis Teil1-4 Ed. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart, 437 pp
- Kröpelin S (2007) High-resolution climate archives in the Sahara (Ounianga, Chad). Atlas of Cultural and Environmental Change in Arid Africa. *Africa Praehistorica* 21: 56-57
- Kröpelin S, Verschuren D, Lézine AM, Eggermont H, Cocquyt C, Francus P, Cazet, JP, Fagot M, Rumes B, Russell J M, Darius F, Conley DJ, Schuster M, von Suchodoletz H, Engstrom D R (2008) Climate-Driven Ecosystem Succession in the Sahara: The Past 6000 Years. *Science* 320: 765-768
- Kusber, WH., Cocquyt, C. (2007). *Craticula elkab* (O. Müller ex O. Müller) Lange-Bertalot, Kusber & Cocquyt, comb. nov.—Typification and observations based on African sediment core material. *Diatom Research*, 22(1), 117-126.
- Lézine AM, Zheng W, Braconnot P, Krinner G (2011) Late Holocene plant and climate evolution at Lake Yoa, northern Chad: pollen data and climate simulations. *Clim. Past* 7: 1351-1362
- Mills, K., Ryves D.B. (2012). Diatom-based models for inferring past water chemistry in western Ugandan crater lakes. *Journal of Paleolimnology*, 48, 383–399.
- Poulin, C. (2018). Bilans hydrologiques et étude de la recharge de trois systèmes lac-aquifère du Bassin du Lac Tchad par une approche géochimique multitraceurs ($\delta^{18}\text{O}$, $\delta^2\text{H}$, ^{36}Cl , ^{14}C) : *Thèse doctorat, Aix-Marseille Université, France*, 145 pp.
- Ramade F (2009) *Eléments d'écologie : Ecologie fondamentale-4e édition*. Dunod, 704 pp.
- Round FE, Crawford RM, Mann DG (1990) *The Diatoms: Biology & Morphology of the Genera*. Cambridge University Press, 768 pp.
- Shannon CE, Weaver W (1948) *The mathematical theory of communication*. Univ. Illinois Press. Urbana USA, 117 pp
- Sylvestre F, Servant-Vildary S, Roux M (2001) Diatom-based ionic concentration and salinity models from the south Bolivian Altiplano (15–23° S). *J Paleolimnol* 25: 279-295
- ter Braak, CJF (1986) Canonical correspondence analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology* 67: 1167- 1179
- ter Braak, CJF and van Dam H (1989) Inferring pH from diatoms: a comparison of old and new calibration methods. *Hydrobiologia* 178: 209-223
- UNESCO (2015). Rapport sur l'état de conservation des lacs d'Ounianga. <https://whc.unesco.org/fr/>
- Van der Meeren T, Deschamps P, Sylvestre F, Kemkong B, Moussa A, Schuster M, Verschuren D (2019) Les lacs d'Ounianga : mieux comprendre leur dynamique hydrologique et écologique par une approche interdisciplinaire. In *Le Tchad des lacs*, Raimond C., Sylvestre F., Zakinet D., Moussa A. (eds) IRD Editions, 127-138

Van Bocxlaer B, Verschuren D, Schettler G, Kröpelin S (2011) Modern and early Holocene mollusc fauna of the Ounianga lakes (northern Chad) : implications for the palaeohydrology of the central Sahara. *J Quat Sci* 26: 433-447

Verschuren, D (2003) Lake-based climate reconstruction in Africa: Progress and Challenges. *Hydrobiologia* 500: 315-330

List of figures

Figure 1. (A) Location of Lakes of Ounianga in central Sahara. (B) Location of the sampling points for the study at Ounianga Kebir (B) and Ounianga Serir (C). (D) Diagram of the hydrological functioning of the Ounianga Serir system (after Poulin, 2018, modified). Red arrows indicate Evaporation, blue arrows groundwater and grey arrows infiltration of water through lakes (E) Photograph of Lake Jabou, Ounianga Kebir. The photograph was taken during sampling in 2016 (photo credit F. Sylvestre).

Figure 2. Chemical features (major elements) of Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes

Figure 3. Sediment diatom contents (valve ($\times 10^6$)/g. dry sediment) of Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes

Figure 4. Composition of the diatom flora in the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes.

Figure 5. Factorial plane F1xF2 with A) the distribution of samples (the codes of the samples are shown in Table 1) and B) the species (the codes of the species are shown in Annex 1).

Figure 6. CCA for 43 samples and 11 environmental variables. (A) Scores for samples and environmental variables (the codes of the samples are shown in Table 1). (B) Scores for species (the codes of the species are shown in Annex 1) and environmental variables. The length of each vector shows its importance in the variance of the data.

Figure 7. Results of the diatom-inferred conductivity versus observed conductivity using WA-Tol method, and the inverse deshrinking method (A) and residus of estimates along the conductivity gradient (B).

Figure 8. Weighted average conductivity optima and tolerance for species with a minimum percentage of 10% in Lakes Ounianga dataset compared with similar species in the African-semi-hemispheric scale database (Gasse et al., 1995).

List of tables

Table 1. List of the samples collected in the Ounianga Kebir and Ounianga Serir lakes. (a) name of the lake (b) sample names (c) geographic coordinates (d) type of sample: M: macrophytes, L: water column, S: sediment (e) year of sampling (f) alkalinity in mol/L (g) major anions in mg/l (h) major cations in mg/l (i) conductivity in $\mu\text{S}/\text{cm}^{-1}$ (j) pH (k) temperature in $^{\circ}\text{C}$.

Table 2. Shannon's index and equitability for each sample

Table 3. Results of CCA analysis. C: conductivity; LgC= log (10) conductivity; RA= anion ratio; RC= cation ratio; Alk= alkalinity.

Table 4. Regression coefficients of the deshrinking procedure in the transfer function.

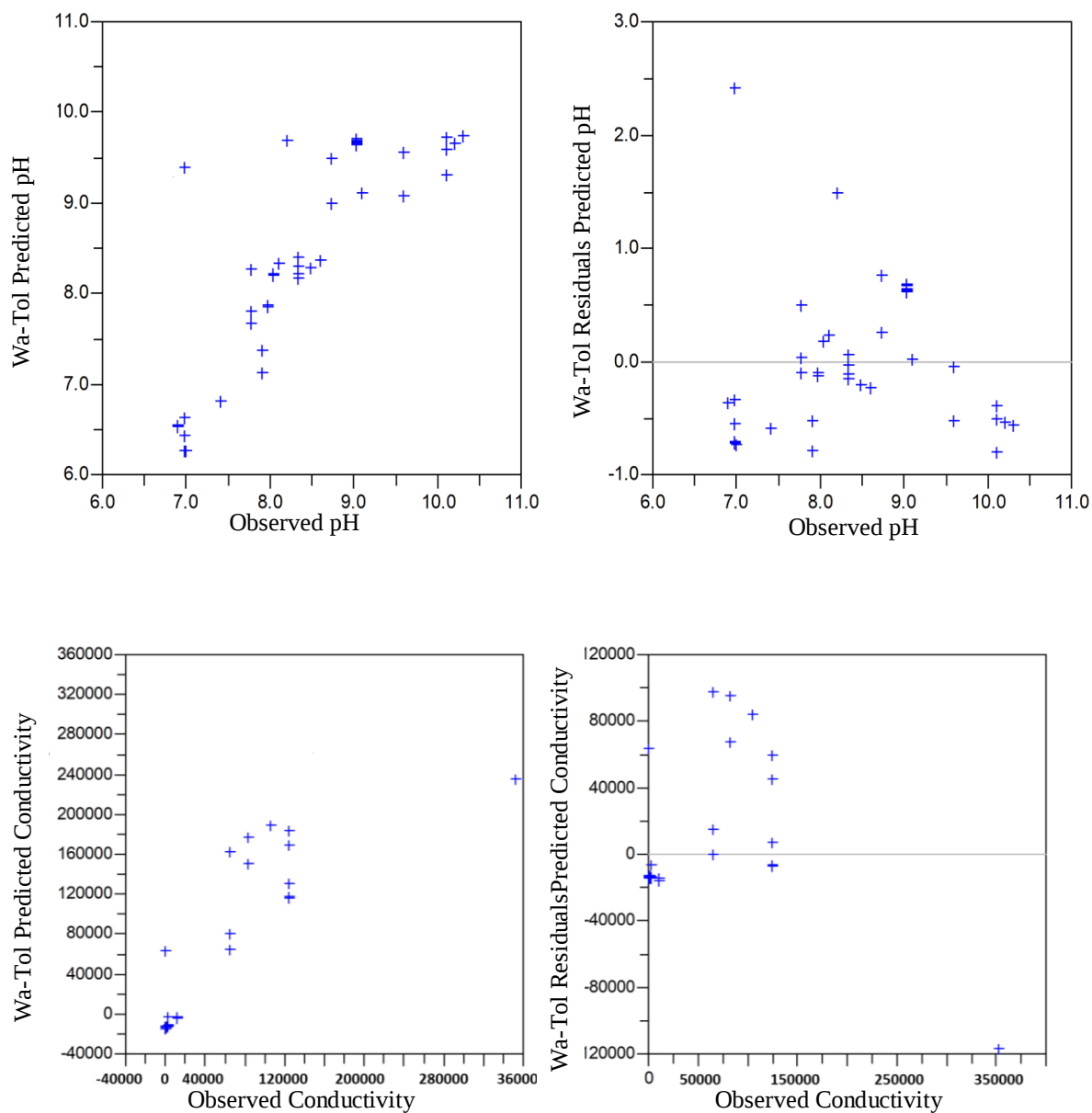
Table 5. Overall performances of the transfer functions.

List of annexes

Annex 1. List of diatom species selected for statistical analysis (CA and CCA)

Code	Taxon	Authors
ACA	<i>Achnanthes acares</i>	Hohn & Hellerman
ACEX	<i>Achnantheidum exile</i>	(Kützing) Heiberg
AEX	<i>Achnantheidum exiguum</i>	(Grunow) Czarnecki
AGRI	<i>Achnanthes grischuna</i>	Wuthrich
AMI	<i>Achnantheidum minutissimum</i>	(Kützing) Czarnecki
AMI J	<i>Achnantheidum minutissimum jackii</i>	(Rabenhorst) Lange-Bertalot
ANEM	<i>Achnantheidum neomicrocephalum</i>	Lange-Bertalot & Staab in Krammer & Lange-Bertalot
ANS	<i>Anomooneis sphaerophora</i>	(Kützing) Hustedt
ANSC	<i>Anomooneis sphaerophora costata</i>	(Kützing) A.-M.Schmid
ANV	<i>Anomooneis vitrea</i>	(Grunow) R.Ross
BREX	<i>Brachysira neoexilis</i>	Lange-Bertalot in Lange-Bertalot & Gerd Moser
BRVI	<i>Brachysira vitrea</i>	(Grunow) R.Ross
CAB	<i>Caloneis bacillum</i>	(Grunow) Cleve
CAMPY	<i>Campylodiscus dypeus</i>	(Ehrenberg) Ehrenberg ex Kützing
CEL	<i>Craticula elkab</i>	(O.Müller ex O.Müller) Lange-Bertalot, Kusber & Cocquyt in Kusber & Cocquyt
CYMG	<i>Cyclotella meneghiniana</i>	Kützing
EA	<i>Epithemia argus</i>	(Ehrenberg) Kützing
EAA	<i>Epithemia argus alpestris</i>	(W.Smith) Grunow
ENCY	<i>Enyonopsis microcephala</i>	(Grunow) Krammer
ENMA	<i>Enyonopsis minuta</i>	Krammer & E.Reichardt
ENSU	<i>Enyonopsis subminuta</i>	Krammer & E.Reichardt
EUAR	<i>Eunotia arcus</i>	Ehrenberg
EUPM	<i>Eunotia pectinalis minor</i>	(Kützing) Rabenhorst
EUSO	<i>Eunotia soléirolii</i>	(Kützing) Rabenhorst
FBR	<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	(Grunow) D.M.Williams & Round
FREL	<i>Fragilaria elliptica</i>	Schumann
FRP	<i>Staurosirella pinnata</i>	(Ehrenberg) D.M.Williams & Round
FRUL	<i>Fragilaria ulna</i>	(Nitzsch) Compère
GG	<i>Gomphonema gracile</i>	Ehrenberg
GMIN	<i>Gomphonema minusculum</i>	Krasske
GOMI	<i>Gomphonema angustum</i>	C.Agardh
GP	<i>Gomphonema parvulum</i>	(Kützing) Kützing
GPA	<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	Lange-Bertalot
HACO	<i>Halamphora coffeaeformis</i>	(C.Agardh) Mereschkowsky
MABL	<i>Mastogloia ballica</i>	Grunow in Van Heurck
MASM	<i>Mastogloia smithii</i>	Thwaites ex W.Smith
MG	<i>Aulacosira granulata</i>	(Ehrenberg) Simonsen
NACF	<i>Diademsia confervacea</i>	Kützing
NAGL	<i>Navicula globulifera</i>	Hustedt
NAHA	<i>Craticula halophila</i>	(Grunow) D.G.Mann
NAL	<i>Navicula lanceolata</i>	(Agardh) Ehrenberg
NAOB	<i>Navicula oblonga</i>	(Kützing) Kützing
NAT	<i>Mayamaea atomus</i>	(Kützing) Lange-Bertalot
ND	<i>Nitzschia amphibioides</i>	Hustedt
NFRF	<i>Nitzschia frustulum frustulum</i>	(Kützing) Grunow
NFRU	<i>Nitzschia frustulum</i>	(Kützing) Grunow
NIAM	<i>Nitzschia amphibia</i>	Grunow
NIG	<i>Nitzschia elegantula</i>	Grunow
NI MI	<i>Nitzschia microcephala</i>	Grunow
NIPS	<i>Nitzschia pusilla</i>	Grunow
NPA	<i>Nitzschia palea</i>	(Kützing) W.Smith
NPEU	<i>Navicula pseudoventralis</i>	Hustedt
NPU	<i>Sellaphora pupula</i>	(Kützing) Mereschkowsky
NRA	<i>Navicula radiosa</i>	Kützing
NRT	<i>Navicula cryptotenella</i>	Lange-Bertalot in Krammer & Lange-Bertalot
NS	<i>Navicula sp.</i>	
NSM	<i>Navicula seminulum</i>	Grunow
NSMA	<i>Navicula schmassmannii</i>	Hustedt
PA	<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	W.Smith
PDIV	<i>Pinnularia divergentissima</i>	(Grunow) Cleve
RHAC	<i>Rhopalodia acuminata</i>	Krammer
RHGI	<i>Rhopalodia gibberula</i>	(Ehrenberg) O.Müller
SK	<i>Staurosira kriegerii</i>	R.M.Patrick
STPS	<i>Staurophora sp.</i>	
STSP	<i>Stephanodiscus sp.</i>	

Annex 2. Relation between pH and diatoms (A), and conductivity and diatoms (B) defined by the WA-Tol inverse deshrinking method



CHAPITRE VII : Discussion Générale

VII.1 Caractéristiques de la flore des diatomées dans les lacs tchadiens

Au terme de l'étude des diatomées actuelles dans tous les lacs du Tchad, à l'exception du lac Léré, ce sont 126 échantillons observés ayant permis la détermination de 417 espèces et taxons infraspécifiques répartis en 76 genres (Annexe 4).

Nos observations mettent en évidence que les lacs Tchad, Fitri et Iro sont dominés par une espèce planctonique *Aulacoseira granulata*. Cette espèce, classique des milieux d'eau douce, caractérise ces types de lacs de faible profondeur, non stratifié, connaissant de fortes variabilités d'étendue et de profondeur en fonction des apports en eau qu'ils reçoivent. Cette diatomée est une espèce communément rencontrée dans les lacs d'Afrique de l'Ouest et de l'Est (Gasse, 1986). Elle est généralement décrite comme caractéristique des eaux alcalines se développant de manière optimale dans des pH compris entre 7,8 et 8,2 (Cholnoky, 1970). C'est une espèce rencontrée également très fréquemment dans les archives sédimentaires, témoignant de la présence de lacs au cours du passé (Gasse, 2000). Elles dominent dans les sédiments du lac Tchad (Servant-Vildary, 1978 ; Sylvestre et al., 2019) ; elle est également dominante dans les sédiments du lac Yoa au cours de l'Holocène moyen (Kröpelin et al., 2008 ; Sylvestre, comm. pers.)

Dans ces lacs Tchad, Fitri et Iro, la diversité spécifique n'est pas très importante pour des environnements d'eau douce. Dans le lac Tchad, le nombre d'espèces par échantillon varie de 7 à 39 et dans le lac Fitri, il varie de 6 à 36. La diversité floristique est évidemment plus grande dans les environnements de bordure des lacs et dans les prélèvements effectués sur macrophytes mettant en évidence un cortège floristique constitué principalement d'espèces benthiques. Les analyses statistiques mettent en conséquence la variable 'habitat' comme facteur déterminant la distribution des diatomées dans ces deux lacs. Le très faible nombre d'échantillon prélevé dans la cuvette nord du lac Tchad sous-estime certainement la prise en compte du gradient de conductivité qu'il existe au sein de ce lac (Bouchez, 2015). Une plus forte représentation dans l'échantillonnage aurait certainement rendu compte plus précisément de cette variabilité de la composition chimique de l'eau du lac. Cependant, le seul échantillon prélevé du côté nigérien (KK1-08) du lac montre qu'il reste dominé par *Aulacoseira granulata*. De plus, l'augmentation de la conductivité dans la cuvette nord, de l'ordre d'un facteur 5 à 10 par rapport à celle de la cuvette sud et la similitude de l'environnement lacustre ne se

traduiraient pas forcément dans une modification importante du cortège floristique compte tenu de la tolérance à la conductivité de cette espèce (cf §VII.3.2).

Ces informations sur la distribution des diatomées sont particulièrement intéressantes puisqu'elles apportent des indications précieuses pour les reconstitutions des paléoenvironnements aquatiques en terme de profondeur et/ou de superficie. De même, la présence d'espèces benthiques traduit la présence plus ou moins proximale de la ceinture végétale autour du plan d'eau.

Dans les lacs d'Ounianga, la diversité spécifique n'est pas non plus très importante. Nous n'avons pas dénombré plus de 22 espèces dans un lac, la moyenne étant de l'ordre de 11 espèces/lac, avec pour certains une quasi-monospécificité. Ces lacs sont très différents des trois précédents d'un point de vue (i) géomorphologique, plus petit et plus profond pour certains, (ii) chimique avec un gradient de conductivité très marqué et (iii) hydrologique avec une alimentation aujourd'hui héritée d'un vaste aquifère. D'un lac à l'autre, le cortège floristique change, la distribution des diatomées étant expliquée au premier ordre par la conductivité.

Du point de vue taxonomique, les espèces rencontrées dans l'ensemble des lacs tchadiens sont relativement communes et cosmopolites de l'ensemble des milieux lacustres. Les espèces de diatomées se répartissent dans les principaux genres observés dans ces milieux. Par contre, nous avons eu l'heureuse 'surprise' de faire la découverte d'une nouvelle espèce, jamais encore décrite. Cette espèce est observée principalement dans les lacs Mioji, Teli, Djabou et Bokou d'Ounianga. Il s'agit d'une espèce du genre *Staurophora* (Figure VII.1 et VII.2). Cette nouvelle espèce ressemble beaucoup à *Cymbella obtusa* décrite par Round (1961 a&b) dans les lacs Yoa et Uma. Cependant elle en diffère par le nombre de stries et par sa morphologie générale.

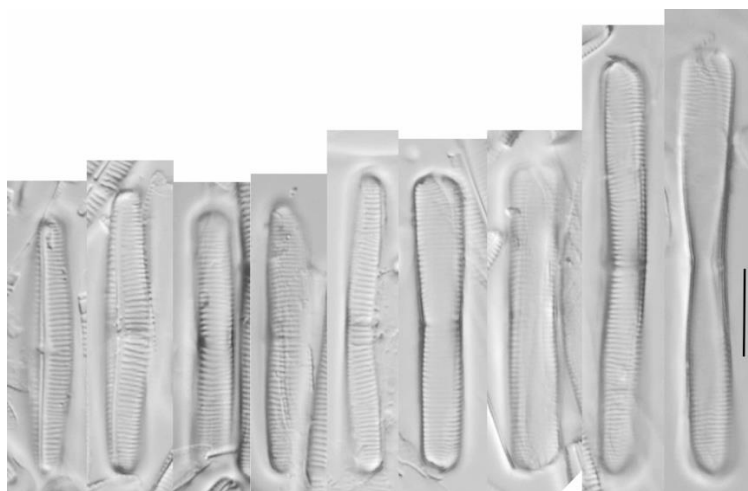


Figure VII.1. *Staurophora* sp. vue en microscopie optique échelle 10 μ m (crédit C. Cocquyt Jardin botanique de Meise)

Cette espèce a été également fortement dénombrée dans les sédiments du lac Teli à partir de l'étude d'échantillons collectés dans une carotte (F. Sylvestre, comm. pers.). Elle est dominante dans ce lac dès l'interface eau-sédiment jusqu'à 65 cm de profondeur, présentant des déformations, et une dissolution importante de son frustule. Après cette profondeur, elle disparaît et les sédiments sont dépourvus de diatomées.

Sur la base de ces observations, cette espèce est en cours de description et fera l'objet d'un article pour sa déclaration en tant que nouvelle espèce de *Staurophora* sp.

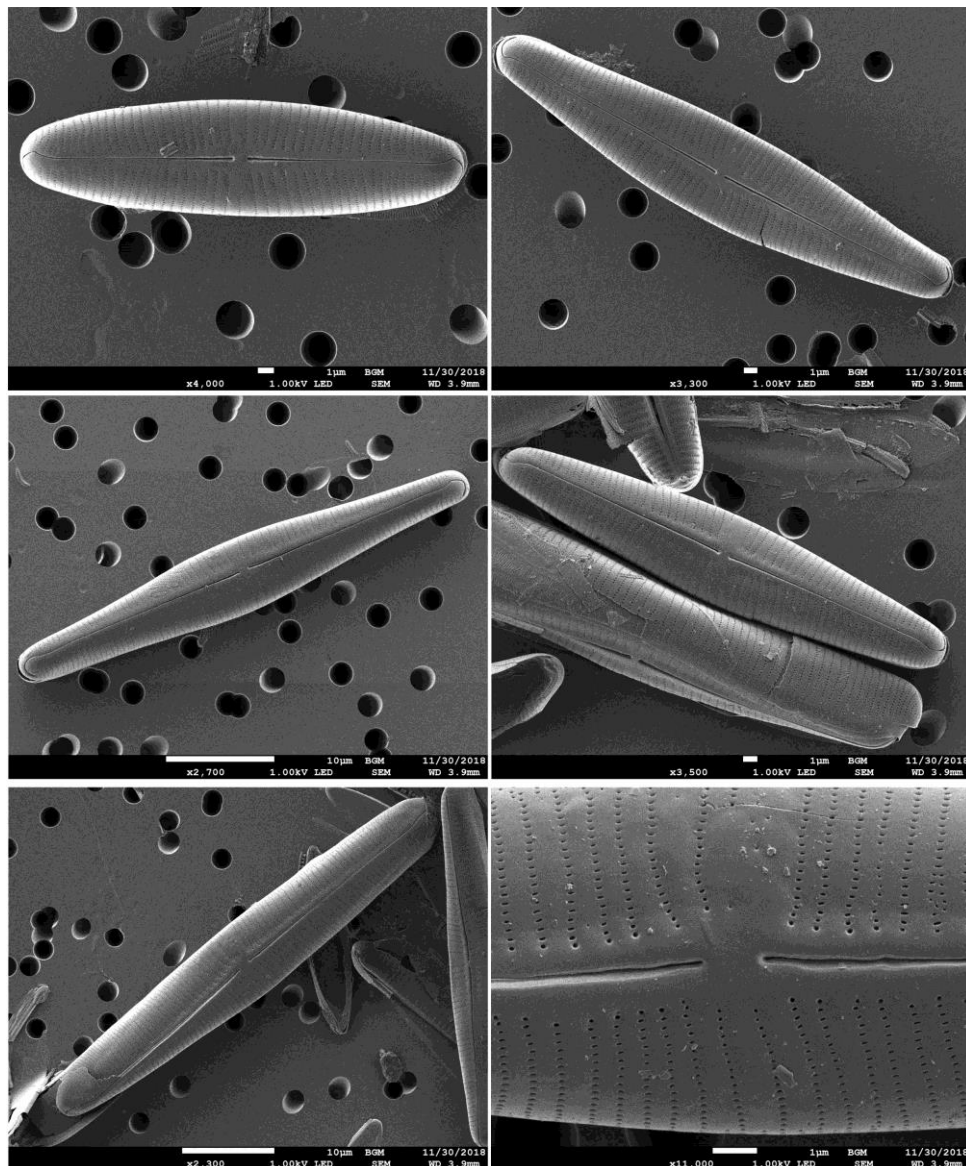


Figure VII.2. *Staurophora* sp. vue en microscopie électronique à balayage (crédit C. Cocquyt Jardin botanique de Meise)

VII.2 Teneur en diatomées et représentativité des sédiments

Nos résultats mettent en évidence que, dans les lacs Tchad et Fitri, la teneur en diatomées dans la colonne d'eau est beaucoup plus importante que dans celles observées dans les sédiments prélevés à l'interface eau-sédiment. Cette observation est moins vraie dans les lacs d'Ounianga, où la teneur en diatomées peut être autant élevée dans les sédiments que dans la colonne d'eau. Pour le lac Iro, en revanche, nous avons mis en évidence que ce lac comporte peu ou pas de diatomées quel que soit le site de prélèvement, ou la nature du prélèvement. Plusieurs hypothèses peuvent être envisagées pour expliquer cette très faible présence voire absence de diatomées dans ce lac. La première pourrait être liée au mode d'échantillonnage. Les prélèvements par filet comportent une incertitude quant à la quantité de matériel prélevé. En effet, sur le terrain, nous filtrons une très grande quantité d'eau sans pour autant la quantifier avec précision, et nous apprécions la quantité de matériels prélevés à la coloration de l'eau filtrée dans les bouteilles de prélèvement. Cette méthode comporte ainsi une imprécision quant à la quantité de matériels prélevés et nous pouvons donc avoir manqué d'appréciation au moment de la collecte des échantillons en ne filtrant pas assez d'eau. Cependant, les sédiments collectés à l'interface eau-sédiment dans le lac Iro ne contiennent pas non plus beaucoup de diatomées. De plus, malgré la limite méthodologique du prélèvement par filet évoquée précédemment, cette technique a été reproduite pour tous les lacs de la même manière. Et la seconde hypothèse pourrait être liée aux caractéristiques hydrochimiques du lac. Or ce lac présente les mêmes compositions chimiques que celles des lacs Tchad et Fitri, avec un pH compris entre 7,45 et 8,47 et des conductivités comprises entre $166 \mu\text{S.cm}^{-1}$ et $180 \mu\text{S.cm}^{-1}$. Dans les lacs Tchad et Fitri, les conductivités sont comprises entre 46 et $298 \mu\text{S.cm}^{-1}$ respectivement, et le pH entre 6,7 et 9,7. Par conséquent, à ce stade, nous n'avons pas d'explications très claires sur la présence extrêmement faible des diatomées dans le lac Iro. De nouvelles campagnes d'échantillonnage devront certainement être programmées pour compléter ces observations et les comprendre.

La présence de diatomées dans l'eau peut s'expliquer par de nombreux facteurs, dont les principaux sont l'intensité lumineuse, la quantité de nutriments, la turbidité et les conditions chimiques de l'eau (pH, conductivité, carbone organique dissous) (Battarbee et al., 2001). Du fait que nous n'avons pas inclus dans notre caractérisation du milieu la mesure de l'intensité lumineuse, des nutriments et de la turbidité, il est difficile de pouvoir apprécier ces variables et voir dans quelles mesures elles peuvent conditionner le développement des diatomées dans les lacs tchadiens. Des données avaient été acquises sur l'impact de la transparence de l'eau et l'intensité lumineuse sur la productivité primaire du lac Tchad (Lemoalle, 1979a). Ces études

montrent que l'activité phytoplanctonique est en relation étroite avec ces deux variables. Lorsque le niveau du lac diminue, l'énergie solaire est moins absorbée par les particules minérales remises en suspension par le vent, et provoque une augmentation de la productivité primaire. Dans le cas du lac Iro, la mesure de ces variables pourrait être incluse dans de futures campagnes de terrain et peut-être apporter des éléments de compréhension de la faible présence de diatomées.

La préservation dans les sédiments des diatomées va être plutôt conditionnées par la dissolution des frustules, leur remise en suspension, ou la bioturbation (Barker et al., 1990 ; Barker, 1992 ; Ryves, 1994). Le processus le plus impactant sur la préservation des diatomées est la dissolution qui généralement intervient principalement à l'interface eau-sédiment (Batterbee et al., 2001). Nous pourrions ainsi pencher pour cette hypothèse expliquant la différence importante entre la teneur en diatomées dans la colonne d'eau et à l'interface eau-sédiment. Cependant, lors de nos observations, nous n'avons pas observé de traces de dissolution des frustules contenus dans les sédiments, comparés à ceux observés dans la colonne d'eau. Les assemblages restent dominés dans les deux cas par *Aulacoseira granulata*. Il ne semble pas y avoir une dissolution préférentielle au bénéfice d'espèces moins silicifiées que *Aulacoseira granulata* qui présente un frustule très silicifié. Les conditions chimiques, bien que légèrement alcalines ne constituent pas non plus des facteurs aggravant la dissolution comparée aux milieux dans lequel généralement elle est provoquée par de fortes alcalinités et/ou salinité (Barker et al., 1992 ; Ryves, 1994). Par conséquent, sur la base des observations dont nous disposons aujourd'hui, il nous est difficile de pouvoir comprendre cette différence de préservation entre la colonne d'eau et le sédiment. Des processus de remobilisation du sédiment à l'interface très fortement probable compte tenu de la faible profondeur des lacs (<3 m) et la forte dominance des vents au cours de la saison sèche pourraient jouer un rôle non négligeable. Cependant, notre échantillonnage, dans les deux lacs, intègre la variabilité spatiale (e.g. plusieurs prélèvements à la surface des deux lacs) et temporelle (e.g. au moins deux années consécutives de prélèvement).

Pour les lacs d'Ounianga, nos observations ne mettent pas en évidence de plus fortes teneurs en diatomées dans la colonne d'eau par rapport au sédiment. Par contre, et de manière plus classique, cette teneur en diatomées, tout milieu confondu, est plus importante dans les lacs à conductivité plus faible que dans les lacs à forte conductivité. Dans ce cas, la préservation des diatomées est en relation avec les conditions hydrochimiques du milieu, et en particulier la conductivité.

Ces observations sont particulièrement importantes à prendre en considération lorsqu'on souhaite déduire des informations de cette calibration actuelle en vue d'interpréter les modifications des assemblages de diatomées préservées dans les sédiments, et en particulier lorsque des fonctions de transfert sont développées en vue de quantifier les changements hydrochimiques dans le passé. En effet, une calibration sur l'actuel doit incorporer la plus large gamme de situations afin de pouvoir recouvrir toutes les possibilités observées dans le passé. La manière dont l'échantillonnage l'actuel est pratiqué peut en partie biaiser la robustesse de la calibration. En effet, si la calibration est réalisée uniquement sur des prélèvements d'eau, elle va intégrer *a priori* l'ensemble du cortège floristique se développant dans le lac, en étant moins affecté par les potentiels mécanismes de taphonomie. De plus, ces prélèvements reflètent les paramètres physico-chimiques mesurés en même temps. Par contre, ils ne prennent pas en compte la variabilité temporelle intégrée dans les sédiments. En effet, les assemblages préservés dans les sédiments sont le résultat d'une accumulation des diatomées au cours du temps, intégrant plusieurs saisons voire plusieurs années. Dans notre étude, nous avons associés des prélèvements de la colonne d'eau à des échantillons d'interface eau-sédiment. Dans les cas des lacs Tchad et Fitri, la composition des assemblages de diatomées ne montrent pas de différences importantes ; dans le cas des lacs d'Ounianga, l'association des deux types de prélèvement permet de recouvrir la plus large gamme possible de situations. Le seul biais qui peut être introduit peut effectivement se traduire par l'affectation de paramètres physico-chimiques mesurés à un 'instant' *t*, à des sédiments incorporant un temps plus long.

VII.3 Modélisation de la relation entre les diatomées et les paramètres hydrochimiques des lacs tchadiens

Malgré la différence importante mise en évidence entre la composition floristique des lacs Tchad et Fitri, comparé à celle des lacs d'Ounianga, il nous est apparu néanmoins intéressant de fusionner les trois jeux de données et de proposer une modélisation de la relation entre la flore des diatomées et les paramètres physico-chimiques de ces trois sites. Nous avons dans un premier temps réalisé une analyse canonique des correspondances sur les tableaux d'abondance de la flore des diatomées et les variables environnementales fusionnés afin d'observer le comportement de ces sites réunis dans une même analyse. Sur la base de cette analyse, nous développons dans un second temps une fonction de transfert pour l'ensemble du jeu de données.

VII.3.1 Analyse canonique des correspondances

L'analyse canonique des correspondances a été réalisée sur une base de données constituée de 119 échantillons prélevés dans l'ensemble des trois sites (lac Tchad, lac Fitri et lacs

d'Ounianga), 10 variables environnementales mesurées sur chacun de ces échantillons et 154 taxons sélectionnés dont l'abondance est exprimée en pourcentage, après avoir éliminé ceux présents à moins de 5% et qui ont un nombre d'occurrence inférieur à 2, exception faite pour les taxons présents une fois et ayant un pourcentage supérieur à 50 %.

Les résultats de l'analyse sont présentés sur la figure VII.3. Les diagrammes représentent la relation échantillon-variables environnementales (**Figure VII.3a**) et la relation espèce-variables environnementales (**Figure VII.3b**) dans le plan factoriel 1-2. Les axes 1 et 2 prennent en compte 5,97% de la variance totale. Les valeurs propres des axes 1 (0,8777) et 2 (0,2429) sont moins élevées mais significatives compte tenu du nombre élevé des échantillons.

Ces diagrammes montrent la distribution des échantillons prise en compte par les paramètres de l'environnement (**Figure VII.3a**), et donnent une approximation de la distribution des espèces de diatomées pour chaque variable de l'environnement (**Figure VII.3b**). La distribution des diatomées pour l'ensemble des lacs semble être expliquées par les variables conductivité (cond en valeur absolue) et transformée en log10 (logCond), SO_4^{2-} , Ca^{2+} , Mg^{2+} et le pH qui présentent des valeurs de VIFE inférieure à 20 (**Tableau VII.1**). L'axe 1, très bien corrélé à la conductivité transformée en Log10 (LogCond), à la conductivité en valeur absolue (cond), au pH, à HCO_3^- , à Cl^- , à SO_4^{2-} , à Na^+ et à K^+ met très clairement en évidence les échantillons des lacs d'Ounianga et leur gradient de conductivité depuis les moins chargés situés au centre du plan factoriel jusqu'aux plus chargés situés à l'extrémité des vecteurs. Opposé à l'axe 1, l'axe 2, principalement expliqué par le calcium, le potassium et le sulfate est associé aux échantillons des lacs Fitri et Tchad.

Tableau VII.1. Les Lacs tchadiens : Résultats de l'Analyse Canonique des Correspondances

Paramètres	Moyenne	Ecart-type	Corrélation				VIFE (Facteur d'inflation de la variance de chaque variable explicative)
			Axe 1	Axe 2	Axe 3	Axe 4	
Cond ($\mu\text{S.cm}^{-1}$)	12853,25	43379,8636	-0,6246	-0,153	-0,0296	0,0306	12,708
HCO_3^- (mg/l)	145,561	336,1672	-0,5257	-0,1227	-0,0282	-0,0007	78,6924
Cl^- (mg/l)	110,8908	454,4709	-0,5253	-0,1031	-0,0153	0,0293	978,8944
SO_4^{2-} (mg/l)	64,5745	246,3908	-0,5658	-0,2728	-0,0325	-0,0081	9,74
Ca^{2+} (mg/l)	8,1588	6,2394	0,4457	0,2931	0,2939	0,0398	1,9921
Mg^{2+} (mg/l)	3,3552	2,704	-0,0071	-0,0549	0,1362	0,0311	1,4328
Na^+ (mg/l)	249,0501	937,5643	-0,5495	-0,1111	-0,021	0,0234	1496,9178
K^+ (mg/l)	25,0286	93,0637	-0,4796	-0,0066	-0,0059	0,0266	35,2859
pH	8,1263	0,814	-0,3745	0,0597	0,357	0,254	2,2766
LogCond	2,584	0,96	-0,8993	-0,0896	0,0618	-0,0351	7,5821

La position de chaque taxon sur les axes factoriels donne une approximation de la moyenne pondérée de leur optimum écologique pour chaque variable de l'environnement (**Figure VII.3b**) considéré dans l'analyse. Les symboles des taxons sont projetés perpendiculairement sur la ligne recouvrant la flèche de variables environnementales particulières. Ces projections peuvent être utilisées pour estimer les optima des taxons individuels en ce qui concerne les valeurs de cette variable environnementale. Une fonction de transfert pour chaque espèce est développée en considérant les données du lac Tchad, du lac Fitri et des lacs d'Ounianga.

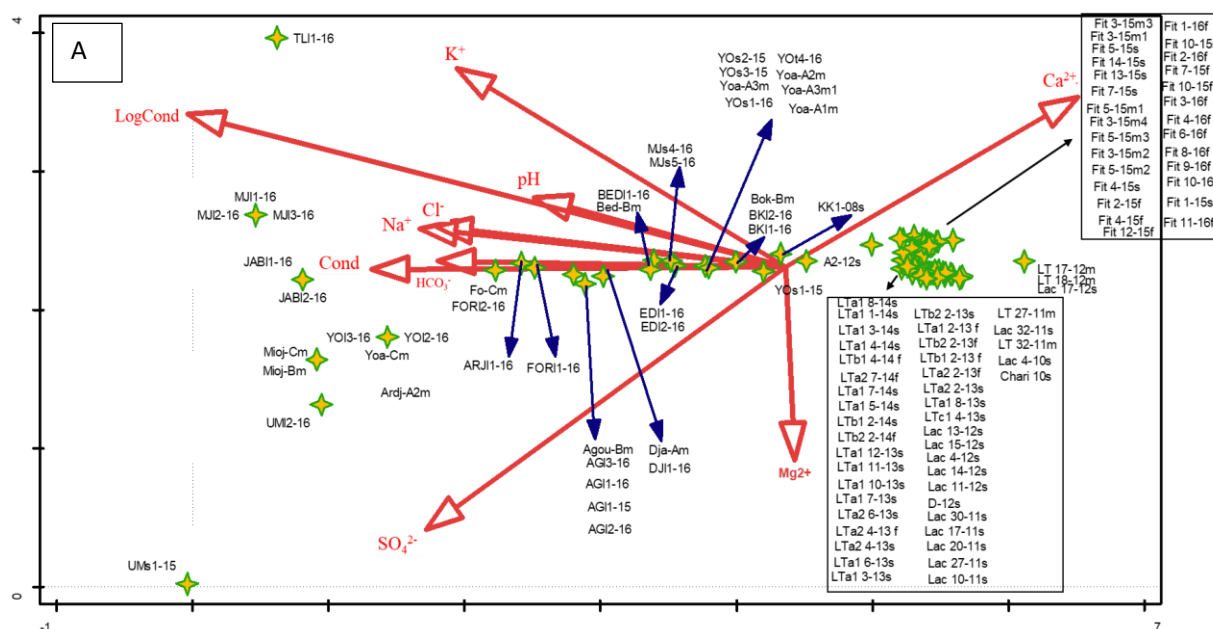


Tableau VII.2. Coefficients de régression de la procédure de désencrage dans la fonction de transfert.

Variable	Coefficients de régression				
	Méthode	Inverse		Classique	
		b0	b1	b0	b1
LogCond	WA	-0,24	1,09	0,43	0,83
	WA-Tol	-0,21	1,10	0,36	0,84
Cond	WA	-2065,66	1,16	5192,53	0,59
	WA-Tol	607,82	1,73	1761,73	0,41
Ca ²⁺	WA	-2,93	1,36	4,65	0,43
	WA-Tol	-0,54	1,10	2,10	0,72
Mg ²⁺	WA	-2,41	1,72	2,81	0,16
	WA-Tol	-1,08	1,40	2,36	0,24
pH	WA	-2,63	1,32	5,13	0,37
	WA-Tol	-2,16	1,27	4,77	0,41
SO ₄ ²⁻	WA	-10,45	1,18	33,50	0,41
	WA-Tol	0,45	2,42	5,49	0,31

Tableau VII.3. Lacs Tchadiens : Performances des fonctions de transfert pour la conductivité (en log transformé 10 logCond) et en valeur absolue (Cond), le pH, et les éléments Ca²⁺, Mg²⁺, et SO₄²⁻

Méthode	Type "d'étirement"	Apparente			Jackknife		
		RMSE	r2	Max. bias	RMSEP	r2	Max. bias
LogCond							
WA	I	0,28	0,91	0,60	0,40	0,85	0,76
WA	C	0,30	0,91	0,37	0,41	0,85	0,54
WA-TOL	I	0,26	0,93	0,54	0,42	0,85	0,73
WA-TOL	C	0,27	0,93	0,35	0,42	0,85	0,57
Cond							
WA	I	24093,68	0,69	224432,50	29131,98	0,58	257440,78
WA	C	29102,89	0,69	171655,56	35904,63	0,55	246420,49
WA-TOL	I	23129,65	0,71	158463,89	31282,45	0,61	233956,16
WA-TOL	C	27448,75	0,71	106382,22	32786,95	0,60	208179,16
Ca ²⁺							
WA	I	4,02	0,59	9,73	4,99	0,41	11,55
WA	C	5,25	0,59	7,10	5,99	0,41	10,39
WA-TOL	I	2,89	0,79	10,31	4,20	0,62	12,84
WA-TOL	C	3,26	0,79	9,45	4,59	0,62	12,70
Mg ²⁺							
WA	I	2,28	0,28	13,02	3,05	0,01	15,79
WA	C	4,33	0,28	6,22	5,30	0,02	14,95
WA-TOL	I	2,19	0,34	13,78	2,82	0,08	16,11
WA-TOL	C	3,76	0,34	10,12	3,95	0,10	15,96
pH							
WA	I	0,58	0,49	1,17	0,75	0,24	1,37
WA	C	0,83	0,49	1,09	0,97	0,26	1,46
WA-TOL	I	0,56	0,52	1,10	0,74	0,27	1,30
WA-TOL	C	0,78	0,52	0,97	0,89	0,28	1,33
SO ₄ ²⁻							
WA	I	0,58	0,48	1089,86	208,29	0,32	1241,25
WA	C	0,83	0,48	716,08	283,28	0,33	953,55
WA-TOL	I	0,56	0,76	609,29	196,95	0,41	1221,68
WA-TOL	C	0,78	0,76	636,61	204,16	0,42	1094,63

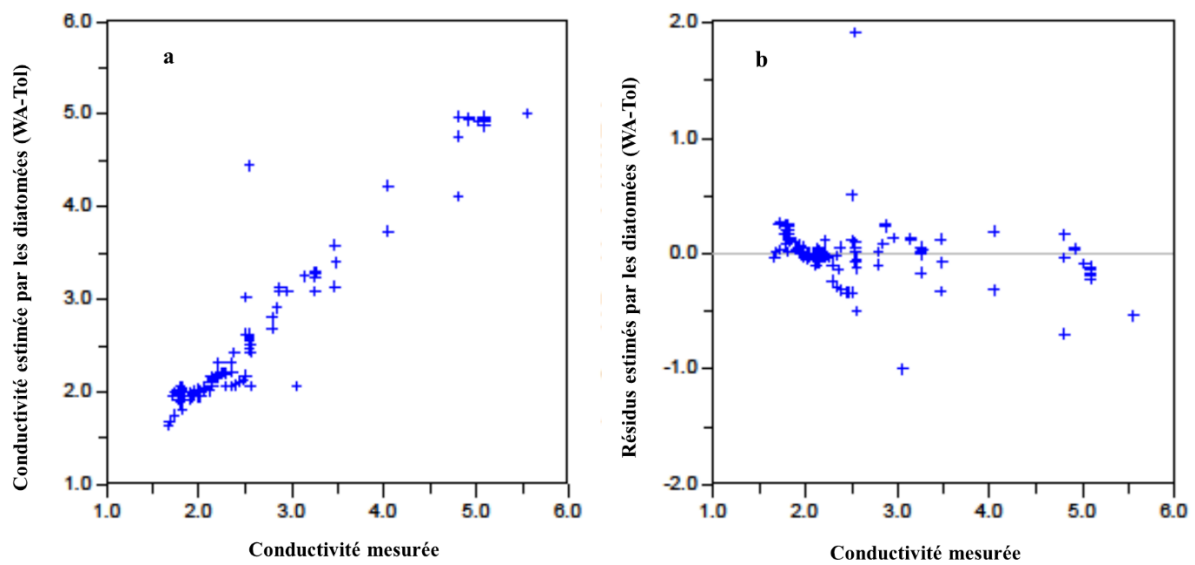


Figure VII.4. Lacs Tchadiens : Conductivités reconstruites *versus* conductivités observées estimées à partir de la méthode WA-Tol inverse (a) et les résidus le long du gradient de conductivité (b)

VII.2.3 Optima et Tolérance des taxons de diatomées des lacs tchadiens

Avec la réalisation de la fonction de transfert, nous avons estimé les optima et les tolérances pour les 154 taxons inclus dans notre étude en fonction des variables expliquant leur distribution présentés dans le tableau VII.4.

Tableau VII.4. Lacs Tchadiens : Optimum et tolérance estimés pour les variables hydrochimiques conductivité (en valeur absolue Cond) et transformée en log10 (LogCond), pH, Ca²⁺, Mg²⁺ et SO₄²⁻

Noms des taxons	Code	LogCond					Cond					pH					Ca ²⁺					Mg ²⁺					SO ₄ ²⁻				
		N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance
<i>Achnanthes acares</i>	ACA	1	2,79	1	2,54	0,29	1	2,79	1,00	344,00	1407,68	1	2,79	1,00	6,98	0,57	1	2,79	1,00	0,50	3,70	1	2,79	1,00	0,40	1,44	1	2,79	1,00	0,80	29,18
<i>Achnanthidium exile</i>	ACEX	1	6,12	1	2,51	0,29	1	6,12	1,00	326,00	1407,68	1	6,12	1,00	7,77	0,57	1	6,12	1,00	2,10	3,70	1	6,12	1,00	0,50	1,44	1	6,12	1,00	0,60	29,18
<i>Achnanthes delicatula</i>	AD	2	13,10	1,02	2,48	0,41	2	13,10	1,02	305,59	1407,68	2	13,10	1,02	7,32	1,20	2	13,10	1,02	7,85	3,04	2	13,10	1,02	1,99	0,21	2	13,10	1,02	0,80	12,67
<i>Achnanthidium exiguum</i>	AEX	13	46,49	3,09	2,69	0,34	13	46,49	3,09	1649,61	1973,32	13	46,49	3,09	7,46	0,61	13	46,49	3,09	1,33	1,40	13	46,49	3,09	0,62	0,34	13	46,49	3,09	3,63	27,16
<i>Achnanthes grishuna</i>	AGRI	2	2,98	1,49	2,75	0,17	2	2,98	1,49	569,20	1407,68	2	2,98	1,49	7,69	0,71	2	2,98	1,49	1,77	0,78	2	2,98	1,49	0,72	0,28	2	2,98	1,49	1,86	0,49
<i>Achnanthidium minutissimum</i>	AMI	6	13,49	1,69	2,76	0,23	6	13,49	1,69	612,72	1407,68	6	13,49	1,69	8,26	0,99	6	13,49	1,69	1,37	0,55	6	13,49	1,69	1,54	1,04	6	13,49	1,69	0,38	0,59
<i>Achnanthidium minitissimum jackii</i>	AMJ	1	52,20	1,00	2,51	0,29	1	52,20	1,00	326,00	1407,68	1	52,20	1,00	7,77	0,57	1	52,20	1,00	2,10	3,70	1	52,20	1,00	0,50	1,44	1	52,20	1,00	0,60	29,18
<i>Amphora ovalis</i>	AMOV	17	31,08	3,47	1,76	0,12	17	31,08	3,47	58,98	1407,68	17	31,08	3,47	7,85	0,38	17	31,08	3,47	4,66	1,66	17	31,08	3,47	1,98	0,63	17	31,08	3,47	0,17	0,21
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	5	0,57	3,24	2,01	0,32	5	0,57	3,24	144,90	38,15	5	0,57	3,24	7,88	0,39	5	0,57	3,24	7,67	4,20	5	0,57	3,24	3,05	0,96	5	0,57	3,24	3,03	14,09
<i>Achnanthidium neomicrocephalum</i>	ANEM	3	35,98	2,26	3,08	0,22	3	35,98	2,26	1265,32	45,53	3	35,98	2,26	7,95	0,07	3	35,98	2,26	1,27	0,32	3	35,98	2,26	3,73	1,24	3	35,98	2,26	0,14	0,18
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ANS	12	11,53	3,80	4,38	1,03	12	11,53	3,80	55368,65	5534,70	12	11,53	3,80	8,85	1,14	12	11,53	3,80	6,62	4,20	12	11,53	3,80	1,93	0,99	12	11,53	3,80	767,11	846,96
<i>Anomoeoneis sphaerophora costata</i>	ANSC	2	42,36	1,01	3,47	1,16	2	42,36	1,01	3454,15	1402,32	2	42,36	1,01	8,74	0,21	2	42,36	1,01	0,41	0,85	2	42,36	1,01	2,68	11,60	2	42,36	1,01	4,73	36,77
<i>Anomoeoneis vitrea</i>	ANV	6	3,79	3,68	2,97	0,47	6	3,79	3,68	2617,26	1804,57	6	3,79	3,68	8,10	0,35	6	3,79	3,68	1,92	1,02	6	3,79	3,68	2,71	2,71	6	3,79	3,68	23,36	205,50
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ASPP	4	4,19	1,48	2,82	1,10	4	4,19	1,48	5430,79	3656,51	4	4,19	1,48	7,40	1,56	4	4,19	1,48	0,61	0,56	4	4,19	1,48	1,58	6,11	4	4,19	1,48	8,14	67,66
<i>Aulacoseira islandica Morphotype helvetica</i>	AUIS	9	11,30	6,01	1,91	0,12	9	11,30	6,01	84,67	1407,68	9	11,30	6,01	8,07	0,32	9	11,30	6,01	6,17	2,65	9	11,30	6,01	2,96	0,95	9	11,30	6,01	0,21	0,23
<i>Amphora libyca</i>	AY	18	11,84	8,79	1,88	0,13	18	11,84	8,79	78,94	1407,68	18	11,84	8,79	7,76	0,50	18	11,84	8,79	5,58	2,06	18	11,84	8,79	2,63	0,81	18	11,84	8,79	0,29	0,23
<i>Brachysira neoexilis</i>	BREX	10	8,58	5,00	3,09	0,18	10	8,58	5,00	1300,65	68,27	10	8,58	5,00	8,17	0,27	10	8,58	5,00	1,46	0,27	10	8,58	5,00	3,53	1,10	10	8,58	5,00	0,98	1,35
<i>Brachysira vitrea</i>	BRVI	1	1,87	1,00	3,26	0,29	1	1,87	1,00	1807,00	1407,68	1	1,87	1,00	8,33	0,57	1	1,87	1,00	1,40	3,70	1	1,87	1,00	5,70	1,44	1	1,87	1,00	2,70	29,18
<i>Caloneis bacillum</i>	CAB	4	78,60	1,10	2,38	0,12	4	78,60	1,10	239,22	1407,68	4	78,60	1,10	7,00	0,01	4	78,60	1,10	0,60	0,07	4	78,60	1,10	0,30	0,07	4	78,60	1,10	12,42	6,39
<i>Campylodiscus clypeus</i>	CAMPY	1	66,13	1,00	3,48	0,29	1	66,13	1,00	3000,00	1407,68	1	66,13	1,00	9,10	0,57	1	66,13	1,00	0,90	3,70	1	66,13	1,00	3,50	1,44	1	66,13	1,00	5,60	29,18
<i>Craticula elkab</i>	CEL	8	60,80	4,95	3,44	0,47	8	60,80	4,95	4659,94	1272,43	8	60,80	4,95	8,65	0,70	8	60,80	4,95	1,45	0,73	8	60,80	4,95	4,18	1,71	8	60,80	4,95	3,24	12,85
<i>Cyclotephanos invisitatus</i>	CINV	13	27,48	5,21	2,19	0,04	13	27,48	5,21	156,76	1407,68	13	27,48	5,21	8,25	0,21	13	27,48	5,21	16,84	0,30	13	27,48	5,21	4,49	0,10	13	27,48	5,21	1,18	29,18
<i>Cyclotella sp</i>	CPS	10	5,81	2,91	1,96	0,18	10	5,81	2,91	97,60	1407,68	10	5,81	2,91	7,62	0,60	10	5,81	2,91	8,33	4,54	10	5,81	2,91	3,04	1,19	10	5,81	2,91	0,26	0,42
<i>Discotella stelligera</i>	CYCS	10	7,46	3,18	2,14	0,14	10	7,46	3,18	143,69	1407,68	10	7,46	3,18	8,36	0,54	10	7,46	3,18	15,01	4,86	10	7,46	3,18	4,15	0,94	10	7,46	3,18	1,16	0,40
<i>Cymbella delicatula</i>	CYDE	3	2,46	2,98	2,20	0,08	3	2,46	2,98	159,36	1407,68	3	2,46	2,98	8,09	0,21	3	2,46	2,98	15,82	1,77	3	2,46	2,98	4,29	0,38	3	2,46	2,98	1,09	29,18
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	42	19,72	16,61	2,43	0,47	42	19,72	16,61	585,27	160,57	42	19,72	16,61	8,25	0,60	42	19,72	16,61	12,57	6,78	42	19,72	16,61	4,24	1,37	42	19,72	16,61	1,51	1,52
<i>Cymbella minuta</i>	CYMT	23	5,58	9,27	2,13	0,25	23	5,58	9,27	162,82	1407,68	23	5,58	9,27	8,00	0,62	23	5,58	9,27	13,03	5,59	23	5,58	9,27	3,76	1,17	23	5,58	9,27	2,18	8,87
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	48	6,45	22,67	1,95	0,24	48	6,45	22,67	108,57	1407,68	48	6,45	22,67	7,87	0,60	48	6,45	22,67	7,62	4,92	48	6,45	22,67	2,91	1,21	48	6,45	22,67	1,15	5,87
<i>Diploneis elliptica</i>	DIEL	2	2,12	1,72	1,67	0,00	2	2,12	1,72	46,27	1407,68	2	2,12	1,72	8,08	0,08	2	2,12	1,72	2,92	0,06	2	2,12	1,72	1,55	0,05	2	2,12	1,72	0,32	29,18
<i>Epithemia argus</i>	EA	5	25,61	1,12	2,94	0,22	5	25,61	1,12	884,03	1407,68	5	25,61	1,12	8,48	0,33	5	25,61	1,12	1,61	0,24	5	25,61	1,12	2,65	1,32	5	25,61	1,12	0,51	0,47
<i>Epithemia argus alpestris</i>	EAA	2	1,64	2,00	3,19	0,09	2	1,64	2,00	1563,62	39,06	2	1,64	2,00	8,14	0,25	2	1,64	2,00	1,30	0,14	2	1,64	2,00	4,81	1,20	2	1,64	2,00	1,34	1,84
<i>Encyonopsis microcephala</i>	ENCY	1	9,75	1,00	2,51	0,29	1	9,75	1,00	326,00	1407,68	1	9,75	1,00	7,77	0,57	1	9,75	1,00	2,10	3,70	1	9,75	1,00	0,50	1,44	1	9,75	1,00	0,60	29,18
<i>Encyonopsis minuta</i>	ENMA	6	41,72	3,24	3,16	0,07	6	41,72	3,24	1476,92	38,64	6	41,72	3,24	8,07	0,21	6	41,72	3,24	1,25	0,11	6	41,72	3,24	4,46	0,91	6	41,72	3,24	0,83	1,44
<i>Encyonema sp.</i>	ENPS	7	1,18	3,97	2,07	0,39	7	1,18	3,97	182,84	43,95	7	1,18	3,97	7,68	1,01	7	1,18	3,97	8,68	5,20	7	1,18	3,97	2,90	1,39	7	1,18	3,97	3,91	15,59
<i>Encyonema silesiacum</i>	ENSI	16	20,11	4,85	2,11	0,17	16	20,11	4,85	136,02	1407,68	16	20,11	4,85	8,37	0,78	16	20,11	4,85	15,03	4,58	16	20,11	4,85	4,11	0,99	16	20,11	4,85	1,07	0,46
<i>Encyonopsis subminuta</i>	ENSU	5	58,32	2,15	3,01	0,45	5	58,32	2,15	1307,54	133,52	5	58,32	2,15	8,21	0,39	5	58,32	2,15	1,60	0,42	5	58,32	2,15	3,89	3,23	5	58,32			

		LogCond					Cond					pH					Ca ²⁺					Mg ²⁺					SO ²⁻				
Noms des taxons	Code	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance
Staurosira construens	FRAC	44	37,76	12,96	2,02	0,24	44	37,76	12,96	125,11	1407,68	44	37,76	12,96	7,56	0,78	44	37,76	12,96	9,31	4,87	44	37,76	12,96	3,61	1,62	44	37,76	12,96	0,45	3,80
Fragilaria berolinensis	FRBE	4	8,14	1,57	1,80	0,03	4	8,14	1,57	63,88	1407,68	4	8,14	1,57	7,45	0,44	4	8,14	1,57	5,64	2,50	4	8,14	1,57	2,10	0,82	4	8,14	1,57	0,23	0,45
Fragilaria delicatissima	FRD	2	7,62	1,06	2,02	0,12	2	7,62	1,06	104,63	1407,68	2	7,62	1,06	7,85	0,30	2	7,62	1,06	9,51	5,38	2	7,62	1,06	3,90	0,51	2	7,62	1,06	0,21	0,48
Fragilaria elliptica	FREL	1	11,53	1,00	2,34	0,29	1	11,53	1,00	217,00	1407,68	1	11,53	1,00	7,40	0,57	1	11,53	1,00	0,30	3,70	1	11,53	1,00	0,50	1,44	1	11,53	1,00	0,50	29,18
Fragilaria oldenburgiana	FROL	5	1,77	4,02	1,95	0,04	5	1,77	4,02	88,56	1407,68	5	1,77	4,02	8,04	0,39	5	1,77	4,02	6,95	0,62	5	1,77	4,02	3,18	0,08	5	1,77	4,02	0,10	29,18
Staurosirella pinnata	FRP	38	18,58	9,92	2,03	0,26	38	18,58	9,92	237,29	450,34	38	18,58	9,92	7,45	0,71	38	18,58	9,92	8,45	4,60	38	18,58	9,92	3,39	1,55	38	18,58	9,92	1,16	15,02
Fragilaria sp.	FRS	20	2,94	8,02	2,08	0,23	20	2,94	8,02	139,83	1407,68	20	2,94	8,02	7,89	0,62	20	2,94	8,02	11,13	5,48	20	2,94	8,02	3,85	1,48	20	2,94	8,02	0,76	4,31
Fragilaria ulna	FRUL	21	71,08	2,75	2,37	0,40	21	71,08	2,75	314,88	45,10	21	71,08	2,75	8,27	0,33	21	71,08	2,75	11,90	9,00	21	71,08	2,75	3,63	1,73	21	71,08	2,75	0,88	0,64
Fragilaria ulna var acus	FUA	2	14,36	1,48	1,86	0,14	2	14,36	1,48	73,42	1407,68	2	14,36	1,48	8,21	0,33	2	14,36	1,48	13,99	4,19	2	14,36	1,48	4,86	0,87	2	14,36	1,48	1,59	1,25
Gomphonema augur	GAU	6	10,34	1,62	1,90	0,36	6	10,34	1,62	95,38	1407,68	6	10,34	1,62	7,03	0,73	6	10,34	1,62	8,23	8,36	6	10,34	1,62	2,74	2,57	6	10,34	1,62	0,53	5,87
Gomphonema gracile	GG	25	19,58	6,32	2,33	0,45	25	19,58	6,32	411,69	115,75	25	19,58	6,32	8,26	0,47	25	19,58	6,32	11,98	7,48	25	19,58	6,32	3,73	1,69	25	19,58	6,32	1,33	0,84
Gomphonema grovei	GGLI	3	3,13	1,33	1,89	0,04	3	3,13	1,33	77,04	1407,68	3	3,13	1,33	8,36	0,31	3	3,13	1,33	6,50	0,75	3	3,13	1,33	2,70	0,22	3	3,13	1,33	0,20	29,18
Gyrosigma strigilis	GLIS	12	4,46	6,84	1,93	0,13	12	4,46	6,84	89,76	1407,68	12	4,46	6,84	7,95	0,39	12	4,46	6,84	7,43	3,85	12	4,46	6,84	3,05	1,11	12	4,46	6,84	0,27	0,28
Gomphonema minusculum	GMIN	1	5,73	1,00	3,26	0,29	1	5,73	1,00	1833,00	1407,68	1	5,73	1,00	8,10	0,57	1	5,73	1,00	1,70	3,70	1	5,73	1,00	4,00	1,44	1	5,73	1,00	3,00	29,18
Gomphonema angustum	GOMI	6	26,42	3,17	3,16	0,20	6	26,42	3,17	1545,61	72,30	6	26,42	3,17	8,32	0,22	6	26,42	3,17	1,39	0,12	6	26,42	3,17	4,78	1,80	6	26,42	3,17	1,90	1,43
Gomphonema sp.	GOSP	10	0,89	6,56	1,95	0,15	10	0,89	6,56	94,69	1407,68	10	0,89	6,56	8,24	0,59	10	0,89	6,56	8,74	4,96	10	0,89	6,56	3,20	0,89	10	0,89	6,56	0,44	0,52
Gomphonema parvulum	GP	41	65,22	10,35	2,34	0,34	41	65,22	10,35	492,38	797,61	41	65,22	10,35	7,86	0,97	41	65,22	10,35	8,96	8,20	41	65,22	10,35	2,67	2,17	41	65,22	10,35	1,69	10,65
Gomphonema pseudoaugur	GPA	6	2,94	3,98	2,54	0,57	6	2,94	3,98	753,32	182,09	6	2,94	3,98	7,72	0,90	6	2,94	3,98	5,64	7,28	6	2,94	3,98	2,62	2,11	6	2,94	3,98	1,55	2,29
Gyrosigma acuminatum	GYAC	6	0,93	5,03	1,84	0,11	6	0,93	5,03	72,06	1407,68	6	0,93	5,03	7,37	0,57	6	0,93	5,03	7,92	4,86	6	0,93	5,03	2,75	1,36	6	0,93	5,03	0,50	0,76
Hantzschia amphioxys	HA	10	2,33	4,89	2,17	0,25	10	2,33	4,89	167,96	1407,68	10	2,33	4,89	8,13	0,79	10	2,33	4,89	13,93	5,83	10	2,33	4,89	4,26	1,73	10	2,33	4,89	0,83	0,49
Halamphora coffeaeformis	HACO	6	5,19	3,79	3,56	0,53	6	5,19	3,79	5652,39	765,25	6	5,19	3,79	8,79	0,91	6	5,19	3,79	1,20	0,52	6	5,19	3,79	4,41	1,82	6	5,19	3,79	2,77	0,77
Aulacoseira ambigua	MA	15	25,81	7,38	1,98	0,17	15	25,81	7,38	101,98	1407,68	15	25,81	7,38	7,60	0,41	15	25,81	7,38	8,39	4,20	15	25,81	7,38	3,65	1,50	15	25,81	7,38	0,20	0,37
Mastogloia baltica	MABL	1	3,93	1,00	3,26	0,29	1	3,93	1,00	1807,00	1407,68	1	3,93	1,00	8,33	0,57	1	3,93	1,00	1,40	3,70	1	3,93	1,00	5,70	1,44	1	3,93	1,00	2,70	29,18
Mastogloia smithii	MASM	14	91,28	5,77	3,00	0,23	14	91,28	5,77	1114,71	90,26	14	91,28	5,77	8,19	0,23	14	91,28	5,77	1,71	0,32	14	91,28	5,77	2,93	2,18	14	91,28	5,77	1,53	0,99
Aulacoseira distans	MD	12	7,28	7,75	2,08	0,26	12	7,28	7,75	140,90	1407,68	12	7,28	7,75	7,62	0,32	12	7,28	7,75	11,43	7,62	12	7,28	7,75	4,68	2,88	12	7,28	7,75	0,20	0,29
Aulacoseira muzzanensis	MEMU	21	52,63	3,56	2,09	0,18	21	52,63	3,56	133,29	1407,68	21	52,63	3,56	8,18	0,74	21	52,63	3,56	13,89	5,41	21	52,63	3,56	4,08	1,38	21	52,63	3,56	1,22	4,33
Aulacoseira granulata	MG	88	98,00	59,84	2,06	0,27	88	98,00	59,84	153,55	142,62	88	98,00	59,84	8,00	0,60	88	98,00	59,84	10,54	5,63	88	98,00	59,84	3,49	1,59	88	98,00	59,84	1,71	7,82
Aulacoseira granulata var. angustissima	MGA	21	32,58	7,39	2,17	0,07	21	32,58	7,39	150,06	1407,68	21	32,58	7,39	8,39	0,58	21	32,58	7,39	15,62	1,81	21	32,58	7,39	4,25	0,60	21	32,58	7,39	1,20	29,18
Aulacoseira granulata var. valida	MGV	1	9,47	1,00	1,80	0,29	1	9,47	1,00	62,50	1407,68	1	9,47	1,00	7,00	0,57	1	9,47	1,00	5,36	3,70	1	9,47	1,00	2,04	1,44	1	9,47	1,00	0,11	29,18
Aulacoseira italica	MI	6	24,22	2,98	2,20	0,31	6	24,22	2,98	186,48	1407,68	6	24,22	2,98	8,06	1,31	6	24,22	2,98	13,77	9,08	6	24,22	2,98	5,32	3,84	6	24,22	2,98	0,05	29,18
Diademes confervacea	NACF	40	80,63	4,43	2,27	0,26	40	80,63	4,43	345,94	698,45	40	80,63	4,43	7,63	0,66	40	80,63	4,43	5,85	8,07	40	80,63	4,43	1,93	2,09	40	80,63	4,43	1,05	8,61
Navicula schroeteri	NACH	6	8,86	4,45	2,15	0,08	6	8,86	4,45	144,26	1407,68	6	8,86	4,45	8,80	0,65	6	8,86	4,45	16,68	0,45	6	8,86	4,45	4,46	0,16	6	8,86	4,45	1,26	0,17
Navicula elginensis	NAEL	3	0,97	2,74	1,86	0,11	3	0,97	2,74	74,93	1407,68	3	0,97	2,74	7,71	0,52	3	0,97	2,74	6,48	0,98	3	0,97	2,74	2,93	0,44	3	0,97	2,74	0,19	29,18
Navicula globulifera	NAGL	4	1,30	3,59	4,31	1,16	4	1,30	3,59	71595,19	9220,10	4	1,30	3,59	9,15	1,01	4	1,30	3,59	6,13	4,53	4	1,30	3,59	1,62	0,47	4	1,30	3,59	154,85	140,39
Craticula halophila	NAHA	12	99,69	2,22	3,44	0,74	12	99,69	2,22	4615,47	654,38	12	99,69	2,22	8,85	0,77	12	99,69	2,22	2,34	6,45	12	99,69	2,22	3,48	1,73	12	99,69	2,22	3,07	1,33
Navicula lanceolata	NAL	1	4,53	1,00	2,79	0,29	1	4,53	1,00	623,00	1407,68	1	4,53	1,00																	

		LogCond					Cond				pH				Ca ²⁺				Mg ²⁺				SO ₄ ²⁻								
Noms des taxons	Code	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance	N	Max	N2	Optimum	Tolerance
<i>Nitzschia frustulum frustulum</i>	NFRF	2	28,33	1,07	2,56	0,51	2	28,33	1,07	392,85	44,30	2	28,33	1,07	7,03	0,95	2	28,33	1,07	0,53	0,64	2	28,33	1,07	0,58	3,75	2	28,33	1,07	0,86	0,84
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	7	15,38	2,10	3,02	1,30	7	15,38	2,10	14019,02	4439,28	7	15,38	2,10	7,74	1,75	7	15,38	2,10	3,08	6,43	7	15,38	2,10	0,98	1,53	7	15,38	2,10	70,00	184,61
<i>Navicula helensis</i>	NHEL	4	2,05	2,87	1,74	0,16	4	2,05	2,87	57,22	1407,68	4	2,05	2,87	8,20	0,15	4	2,05	2,87	3,59	1,06	4	2,05	2,87	1,84	0,73	4	2,05	2,87	0,35	29,18
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	29	54,04	6,63	2,60	0,40	29	54,04	6,63	1310,08	1305,98	29	54,04	6,63	7,55	0,80	29	54,04	6,63	4,28	6,90	29	54,04	6,63	1,45	1,78	29	54,04	6,63	7,59	83,23
<i>Nitzschia elegantula</i>	NIG	1	1,75	1,00	2,54	0,29	1	1,75	1,00	344,00	1407,68	1	1,75	1,00	6,98	0,57	1	1,75	1,00	0,50	3,70	1	1,75	1,00	0,40	1,44	1	1,75	1,00	0,80	29,18
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	5	10,18	3,19	2,07	0,19	5	10,18	3,19	122,85	1407,68	5	10,18	3,19	8,63	0,96	5	10,18	3,19	13,77	5,92	5	10,18	3,19	3,80	1,27	5	10,18	3,19	0,99	0,56
<i>Nitzschia levidensis</i>	NILE	12	2,04	6,10	2,09	0,24	12	2,04	6,10	136,12	1407,68	12	2,04	6,10	7,77	0,36	12	2,04	6,10	12,60	5,87	12	2,04	6,10	3,74	1,27	12	2,04	6,10	0,69	0,60
<i>Nitzschia lanceolata</i> var. <i>minuta</i>	NILM	2	0,76	1,69	1,85	0,18	2	0,76	1,69	72,49	1407,68	2	0,76	1,69	7,84	0,16	2	0,76	1,69	5,30	2,42	2	0,76	1,69	2,61	1,00	2	0,76	1,69	0,24	0,21
<i>Nitzschia microcephala</i>	NIMI	4	5,80	1,64	2,64	0,48	4	5,80	1,64	634,60	136,67	4	5,80	1,64	7,19	0,90	4	5,80	1,64	0,49	0,06	4	5,80	1,64	0,66	1,13	4	5,80	1,64	1,13	1,49
<i>Nitzschia pusilla</i>	NIPS	22	100,00	12,20	4,74	0,82	22	100,00	12,20	111666,58	15990,19	22	100,00	12,20	9,13	0,95	22	100,00	12,20	5,37	3,81	22	100,00	12,20	5,19	7,20	22	100,00	12,20	474,37	549,39
<i>Nitzschia</i> sp.	NISP	12	3,54	4,95	2,13	0,22	12	3,54	4,95	154,17	1407,68	12	3,54	4,95	7,45	0,69	12	3,54	4,95	11,63	5,06	12	3,54	4,95	3,72	1,01	12	3,54	4,95	1,16	6,21
<i>Nitzschia subacicularis</i>	NISU	3	0,44	2,93	1,96	0,05	3	0,44	2,93	91,73	1407,68	3	0,44	2,93	7,73	0,73	3	0,44	2,93	7,88	1,29	3	0,44	2,93	3,28	0,59	3	0,44	2,93	0,15	29,18
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	15	33,89	3,95	1,87	0,28	15	33,89	3,95	364,61	720,06	15	33,89	3,95	7,44	0,56	15	33,89	3,95	7,10	4,00	15	33,89	3,95	2,56	1,19	15	33,89	3,95	1,85	24,99
<i>Navicula pseudoventralis</i>	NPEU	1	1,25	1,00	2,54	0,29	1	1,25	1,00	344,00	1407,68	1	1,25	1,00	6,98	0,57	1	1,25	1,00	0,50	3,70	1	1,25	1,00	0,40	1,44	1	1,25	1,00	0,80	29,18
<i>Navicula pseudanglica</i>	NPSE	2	2,05	1,52	1,69	0,06	2	2,05	1,52	49,11	1407,68	2	2,05	1,52	8,13	0,14	2	2,05	1,52	3,59	1,05	2	2,05	1,52	1,61	0,25	2	2,05	1,52	0,25	0,21
<i>Navicula protracta</i>	NPTA	4	2,27	1,75	1,97	0,16	4	2,27	1,75	94,97	1407,68	4	2,27	1,75	7,84	0,27	4	2,27	1,75	7,23	2,33	4	2,27	1,75	3,13	0,84	4	2,27	1,75	0,27	29,18
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	31	47,15	2,65	2,59	0,43	31	47,15	2,65	574,23	594,67	31	47,15	2,65	7,63	0,60	31	47,15	2,65	3,33	3,08	31	47,15	2,65	1,03	1,34	31	47,15	2,65	1,88	8,60
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	14	3,82	7,04	2,57	0,32	14	3,82	7,04	480,93	72,80	14	3,82	7,04	7,88	0,26	14	3,82	7,04	4,23	5,46	14	3,82	7,04	1,75	1,93	14	3,82	7,04	0,85	0,67
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	23	17,03	9,78	2,91	0,51	23	17,03	9,78	1182,41	132,79	23	17,03	9,78	8,17	0,32	23	17,03	9,78	2,94	4,07	23	17,03	9,78	3,68	1,90	23	17,03	9,78	1,64	1,20
<i>Navicula</i> sp.	NS	35	27,59	2,71	1,92	0,44	35	27,59	2,71	165,30	63,10	35	27,59	2,71	7,26	0,80	35	27,59	2,71	6,09	3,80	35	27,59	2,71	2,47	1,25	35	27,59	2,71	0,49	3,58
<i>Navicula seminulum</i>	NSM	2	61,24	2,00	2,54	0,29	2	61,24	2,00	344,00	1407,68	2	61,24	2,00	6,98	0,57	2	61,24	2,00	0,50	3,70	2	61,24	2,00	0,40	1,44	2	61,24	2,00	0,80	29,18
<i>Navicula schmassmannii</i>	NSMA	3	9,60	1,40	2,54	0,29	3	9,60	1,40	344,00	1407,68	3	9,60	1,40	6,98	0,57	3	9,60	1,40	0,50	3,70	3	9,60	1,40	0,40	1,44	3	9,60	1,40	0,80	29,18
<i>Nitzschia intermedia</i>	NTIT	5	5,90	1,44	1,97	0,13	5	5,90	1,44	95,29	1407,68	5	5,90	1,44	6,97	0,72	5	5,90	1,44	7,61	4,21	5	5,90	1,44	2,94	1,19	5	5,90	1,44	0,22	0,41
<i>Navicula americana</i>	NUSA	12	2,46	8,91	1,84	0,12	12	2,46	8,91	71,90	1407,68	12	2,46	8,91	7,95	0,32	12	2,46	8,91	5,77	2,15	12	2,46	8,91	2,54	0,79	12	2,46	8,91	0,25	0,29
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	13	1,16	7,98	2,21	0,42	13	1,16	7,98	244,54	38,20	13	1,16	7,98	7,84	0,31	13	1,16	7,98	8,48	6,74	13	1,16	7,98	2,71	1,67	13	1,16	7,98	0,98	0,86
<i>Pinnularia braunii</i>	PBR	6	0,97	4,66	2,04	0,18	6	0,97	4,66	118,35	1407,68	6	0,97	4,66	8,11	0,94	6	0,97	4,66	12,33	4,32	6	0,97	4,66	4,11	1,09	6	0,97	4,66	0,76	0,90
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	6	2,30	3,55	2,42	0,52	6	2,30	3,55	425,90	61,80	6	2,30	3,55	8,07	0,43	6	2,30	3,55	7,93	7,94	6	2,30	3,55	3,25	1,15	6	2,30	3,55	0,63	0,48
<i>Pinnularia divergens</i>	PIDI	2	0,42	1,97	1,77	0,17	2	0,42	1,97	61,37	1407,68	2	0,42	1,97	7,98	0,21	2	0,42	1,97	4,52	2,52	2	0,42	1,97	2,13	0,97	2	0,42	1,97	0,19	29,18
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	9	4,24	4,76	1,84	0,20	9	4,24	4,76	76,17	1407,68	9	4,24	4,76	8,13	0,65	9	4,24	4,76	7,45	5,87	9	4,24	4,76	2,68	1,41	9	4,24	4,76	0,53	0,63
<i>Pinnularia interrupta</i>	PIIT	5	1,79	2,10	1,94	0,25	5	1,79	2,10	97,65	1407,68	5	1,79	2,10	8,22	0,45	5	1,79	2,10	8,13	6,58	5	1,79	2,10	3,29	2,61	5	1,79	2,10	0,15	29,18
<i>Pinnularia maior</i>	PIMA	3	2,55	1,51	2,17	0,40	3	2,55	1,51	164,70	1407,68	3	2,55	1,51	7,94	0,14	3	2,55	1,51	14,46	9,02	3	2,55	1,51	3,95	1,93	3	2,55	1,51	0,96	0,68
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	12	3,72	6,27	1,93	0,22	12	3,72	6,27	96,02	1407,68	12	3,72	6,27	7,53	0,65	12	3,72	6,27	8,56	5,62	12	3,72	6,27	2,91	1,29	12	3,72	6,27	0,42	0,47
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	6	5,77	2,01	2,21	0,34	6	5,77	2,01	183,28	1407,68	6	5,77	2,01	7,49	0,44	6	5,77	2,01	13,66	6,87	6	5,77	2,01	3,84	1,35	6	5,77	2,01	0,98	0,76
<i>Pleurosigma elongatum</i>	PLEL	3	5,08	2,19	1,67	0,02	3	5,08	2,19	47,01	1407,68	3	5,08	2,19	8,10	0,16	3	5,08	2,19	3,18	0,57	3	5,08	2,19	1,55	0,09	3	5,08	2,19	0,27	29,18
<i>Placoneis gastrum</i>	PLGA	4	1,37	3,16	1,84	0,17	4	1,37	3,16	72,85	1407,68	4	1,37	3,16	7,93	0,48	4	1,37	3,16	5,75	2,62	4	1,37	3,16	2,55	1,05	4	1,37	3,16	0,17	29,18
<i>Pinnularia</i> sp.	PNSP	16	1,33	9,40	2,10	0,42	16	1,33	9,40	232,38	59,37	16	1,33	9,40	8,05	0,46	16	1,33	9,40	8,81	4,44	16	1,33	9,40	2,96	1,01	16	1,33	9,40	7,51	19,35
<i>Rhopalodia accuminata</i>	RHAC	13	67,85	3,24	3,81	1,33	13	67,85	3,24	35383,50	5417,49	13	67,85	3,24	8,74	1,82	13	67,85	3,24	4,28	4,08	13	67,85	3,24	1,22	0,99	13	67,85	3,24	181,40	216,13
<i>Rhopalodia gibberula</i>	RHGI	6	9,21	3,08	3,76	0,70	6	9,21	3,08	8895,95	717,85	6	9,21	3,08	9,11	1,21	6	9,21	3,08	1,20	0,46	6	9,21	3,08	4,33	2,30	6	9,21	3,08	2,41	0,93
<i>Stauroneis anceps</i>	SA	6	11,54	1,32	2,31	0,39	6	11,54	1,32	219,08	1407,68	6	11,54	1,32	7,40	0,58	6	11,54	1,32	15,37	7,08	6	11,54	1,32	4,14	1,54	6	11,54	1,32	1,68	10,22
<i>Stauroneis acuta</i>	SAC	3	1,27	1,65	1,73	0,30	3	1,27	1,65	63,01	1407,68	3	1,27	1,65	8,02	0,37	3	1,27	1,65	4,68	7,95	3	1,27	1,65	2,12	2,97	3	1,27	1,65	0,21	29,18
<i>Surirella amphioxys</i>	SAMP	2	1,14	1,68	1,98	0,08	2	1,14	1,68	95,23	1407,68	2	1,14	1,68	8,04	0,36	2	1,14	1,68	7,36	0,70	2	1,14	1,68	3,13	0,42	2	1,14	1,68	0,26	29,18
<i>Stauroneis kriegeri</i>																															

Des fonctions de transfert avaient été établies à partir d'une calibration développée à l'échelle du continent africain (Gasse et al., 1995). Cette calibration comprend 312 échantillons collectés en Afrique de l'Est, du Nord et au Niger. Il nous est donc apparu intéressant de comparer les valeurs obtenues à partir de nos fonctions de transfert avec celles obtenues à partir de cette calibration. Nous avons sélectionné les taxons représentés à plus de 5% dans notre ensemble de données. Après l'harmonisation de la taxonomie entre notre jeu de données et celui de Gasse et al. (1995), nous avons identifié 68 espèces communes. La figure VII.5 et le tableau VII.5 comparent les valeurs d'optimum et de tolérance pour la conductivité que nous avons obtenues avec celles calculées par Gasse et al. (1995). En effet, la conductivité est la variable explicative dans les deux cas. Lorsqu'on compare à la fois l'optimum et la tolérance estimée par les deux modèles, de nombreuses espèces montrent une bonne similitude. Il n'y a que 18 taxons, *Amphora ovalis*, *Cyclotella meneghiniana*, *Cyclotella ocellata*, *Epithemia argus*, *Pseudostaurosira brevistriata*, *Staurosira construens*, *Aulacoseira granulata* var. *valida*, *Navicula viridula*, *Craticula cuspidata*, *Nitzschia elegantula*, *Nitzschia lacuum*, *Nitzschia subacicularis*, *Nitzschia palea*, *Pinnularia gibba*, *Pinnularia interrupta*, *Pinnularia subcapitata*, *Pleurosigma elongatum*, *Placoneis gastrum* pour lesquels l'optimum reconstruit par les deux modèles est différent. Leur valeur d'optimum montre une différence, mais leur tolérance se recouvre. Seuls deux taxons, *Nitzschia subacicularis* et *Pleurosigma elongatum*, montrent un optimum et une tolérance très différente entre les deux jeux de données.

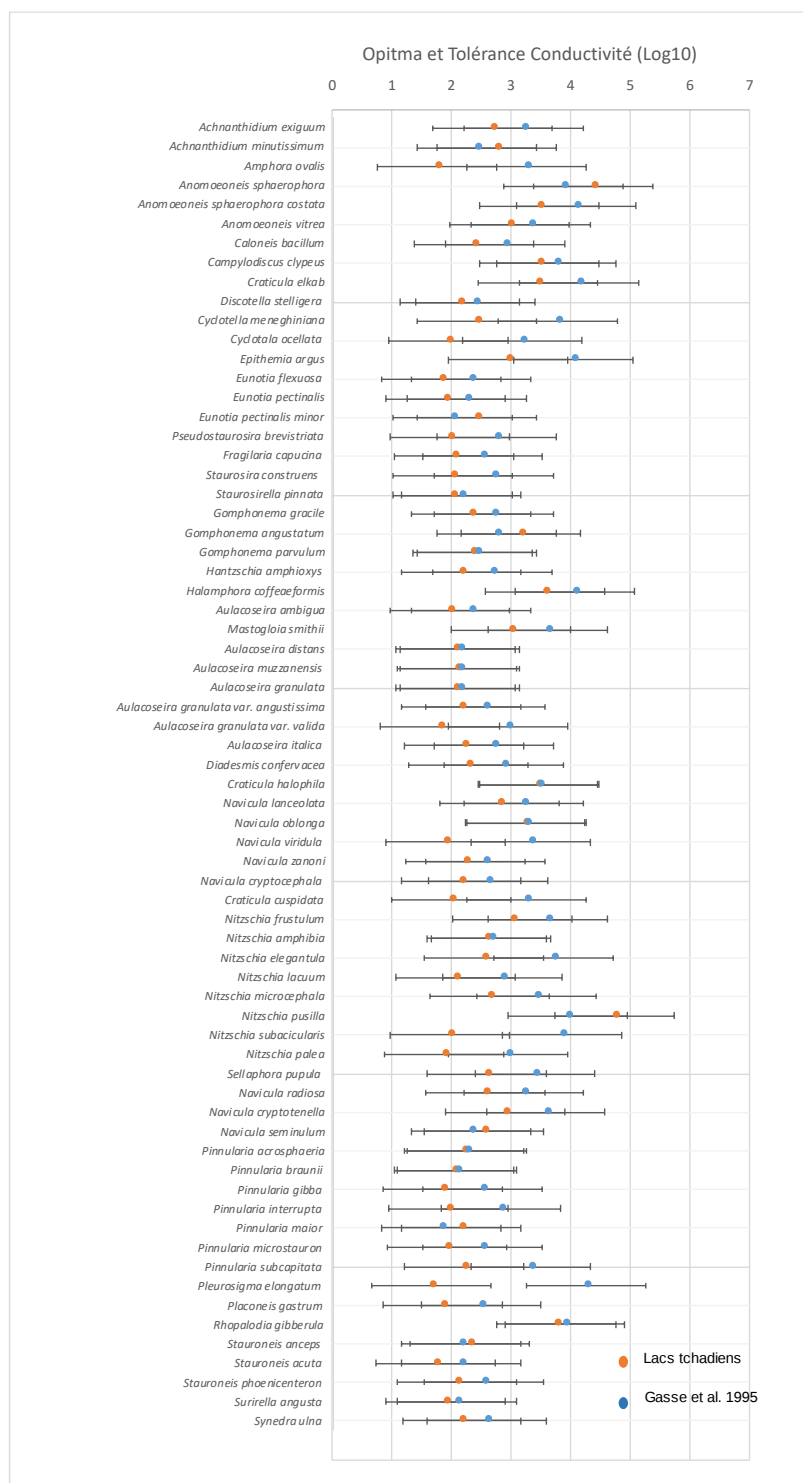


Figure VII.5. Représentation graphique des optima et des tolérances des taxons communs entre les jeux de données des lacs tchadiens (cette étude) et des lacs d’Afrique de l’Est, du Nord et du Niger (Gasse et al., 1995).

Tableau VII.5. Optima et des tolérances des taxons communs entre les jeux de données des lacs tchadiens (cette étude) et des lacs d’Afrique de l’Est, du Nord et du Niger (Gasse et al., 1995).

Noms des taxons	Code	Gasse <i>et al.</i> , 1995		Lacs tchadiens	
		Optimum	Tolerance	Optimum	Tolerance
<i>Achnanthydium exiguum</i>	AEX	3,21	0,99	2,69	0,34
<i>Achnanthydium minutissimum</i>	AMI	2,42	0,55	2,76	0,23
<i>Amphora ovalis</i>	AMOV	3,25	0,73	1,76	0,12
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ANS	3,88	0,59	4,38	1,03
<i>Anomoeoneis sphaerophora costata</i>	ANSC	4,09	0,57	3,47	1,16
<i>Anomoeoneis vitrea</i>	ANV	3,34	0,12	2,97	0,47
<i>Aulacoseira ambigua</i>	MA	2,32	0,4	1,98	0,17
<i>Aulacoseira distans</i>	MD	2,13	0,18	2,08	0,26
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	2,14	0,46	2,06	0,27
<i>Aulacoseira granulata var. angustissima</i>	MGA	2,56	0,47	2,17	0,07
<i>Aulacoseira granulata var. valida</i>	MGV	2,94	1,31	1,80	0,29
<i>Aulacoseira italica</i>	MI	2,72	0,47	2,20	0,31
<i>Aulacoseira muzzanensis</i>	MEMU	2,14	0,46	2,09	0,18
<i>Caloneis bacillum</i>	CAB	2,9	0,72	2,38	0,12
<i>Campylodiscus clypeus</i>	CAMPY	3,75	0,14	3,48	0,29
<i>Craticula cuspidata</i>	NCU	3,26	0,75	2,01	0,32
<i>Craticula elkab</i>	CEL	4,14	0,6	3,44	0,47
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	3,47	0,72	3,44	0,74
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	3,78	0,62	2,43	0,47
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	3,18	0,7	1,95	0,24
<i>Diadesmis confervacea</i>	NACF	2,88	0,81	2,27	0,26
<i>Discotella stelligera</i>	CYCS	2,41	0,32	2,14	0,14
<i>Epithemia argus</i>	EA	4,05	1,17	2,94	0,22
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	2,34	0,65	1,83	0,18
<i>Eunotia pectinalis</i>	EUP	2,26	0,28	1,91	0,25
<i>Eunotia pectinalis minor</i>	EUPM	2,02	0,43	2,42	0,15
<i>Fragilaria capucina</i>	FCA	2,53	0,34	2,03	0,17
<i>Gomphonema angustatum</i>	GOMI	2,75	1,36	3,16	0,20
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	2,71	0,59	2,33	0,45
<i>Gomphonema parvulum</i>	GP	2,42	0,58	2,34	0,34
<i>Halamphora coffeaeformis</i>	HACO	4,06	0,53	3,56	0,53
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	2,68	0,8	2,17	0,25
<i>Mastogloia smithii</i>	MASM	3,61	0,22	3,00	0,23
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	2,61	0,74	2,17	0,32
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	3,58	0,65	2,91	0,51
<i>Navicula lanceolata</i>	NAL	3,2	1,01	2,79	0,29
<i>Navicula oblonga</i>	NAOB	3,26	0,2	3,23	0,19
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	3,2	1,01	2,57	0,32
<i>Navicula seminulum</i>	NSM	2,34	0,69	2,54	0,29
<i>Navicula viridula</i>	NAVD	3,34	0,92	1,91	0,07
<i>Navicula zanoni</i>	NAZO	2,56	0,73	2,24	0,01
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	2,66	0,75	2,60	0,40
<i>Nitzschia elegantula</i>	NIG	3,7	0,37	2,54	0,29
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	3,62	0,69	3,02	1,30
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	2,86	0,82	2,07	0,19
<i>Nitzschia microcephala</i>	NIMI	3,43	0,54	2,64	0,48
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	2,95	0,8	1,87	0,28
<i>Nitzschia pusilla</i>	NIPS	3,96	0,57	4,74	0,82
<i>Nitzschia subacicularis</i>	NISU	3,86	1,18	1,96	0,05
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	2,26	0,83	2,21	0,42
<i>Pinnularia braunii</i>	PBR	2,1	0,04	2,04	0,18
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	2,53	0,5	1,84	0,20
<i>Pinnularia interrupta</i>	PIIT	2,82	1,11	1,94	0,25
<i>Pinnularia maior</i>	PIMA	1,82	0,3	2,17	0,40
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	2,51	0,68	1,93	0,22
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	3,32	0,82	2,21	0,34
<i>Placoneis gastrum</i>	PLGA	2,49	0,35	1,84	0,17
<i>Pleurosigma elongatum</i>	PLEL	4,27	0,49	1,67	0,02
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	PBR	2,76	0,8	1,97	0,30
<i>Rhopalodia gibberula</i>	RHGI	3,91	0,46	3,76	0,70
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	3,41	0,79	2,59	0,43
<i>Stauroneis acuta</i>	SAC	2,17	1,01	1,73	0,30
<i>Stauroneis anceps</i>	SA	2,16	0,35	2,31	0,39
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	SPH	2,55	0,53	2,09	0,31
<i>Staurosira construens</i>	FRAC	2,71	0,72	2,02	0,24
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	2,16	0,46	2,03	0,26
<i>Surirella angusta</i>	SUA	2,1	0,36	1,90	0,18
<i>Synédra ulna</i>	SYNU	2,59	0,6	2,17	0,03

Par conséquent, cette comparaison montre un très bon accord entre les deux fonctions de transfert générées à partir de sites collectés en Afrique. Cette comparaison met en évidence également que notre base de données comporte de nombreuses espèces non présentes dans le jeu de données de Gasse et al. (1995) puisque seulement 68 espèces sont communes. La combinaison des deux jeux de données seraient très certainement intéressants.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

En conclusion, l'étude des diatomées actuelles des lacs tchadiens met en évidence une flore adaptée aux conditions hydrologiques des milieux aquatiques. Dans les lacs Tchad et Fitri, *Aulacoseira granulata*, une espèce d'eau douce alcaline, domine les assemblages dans la zone des eaux libres de ces lacs ; en bordure des lacs et dans les zones de marnage, la flore est dominée par des espèces benthiques. Dans les lacs d'Ounianga présentant des conditions hydrochimiques différentes compte tenu de leur position géographique saharienne et leur fonctionnement hydrologique oasien, la flore des diatomées est adaptée à un gradient de conductivité. Nos observations ont montré que la flore reste peu diversifiée quelque soit le lac considéré ; par contre, elles montrent que des processus de taphonomie seraient responsables d'une diminution du nombre d'espèces préservées dans les sédiments.

En analysant la distribution des diatomées à l'aide de méthodes statistiques multivariées, avec les paramètres hydrochimiques, nous confirmons que dans les lacs Tchad et Fitri la répartition de la flore des diatomées est bien expliquée au premier ordre par la variable 'habitat' puis par les conditions de conductivité, alors que c'est cette variable qui domine dans les lacs d'Ounianga. Nous proposons une modélisation de cette relation par fonction de transfert, et nous mettons en évidence que la plupart des espèces pour lesquelles nous modélisons leur conductivité présente des valeurs identiques à celles qui avaient été calculées à partir d'une calibration développée en Afrique sans la prise en compte de sites dans le bassin du lac Tchad. Par conséquent, il serait intéressant à ce stade de pouvoir compléter cette base de données qui comporte 312 échantillons. Avec nos 119 relevés, nous pourrions proposer une base de données conséquente pour la connaissance et la reconstitution des environnements lacustres africains. En outre, notre étude a révélé une très faible présence de diatomées dans le lac Iro. Cette observation, inattendue compte tenu des conditions morphologiques et hydrologiques de ce lac mérite d'être confirmée par d'autres prélèvements. Au cours de ce travail, nous n'avons pas pu nous rendre sur le lac Léré situé à la frontière entre le Cameroun et le Tchad. Ce cinquième lac du Tchad mériterait d'être étudié ; lorsque les conditions de sécurité le permettront, ce travail

pourrait être complété par l'étude des diatomées de ce lac afin de dresser l'inventaire complet de la flore des diatomées des lacs au Tchad. Nous pourrions à partir de là proposer une monographie des diatomées des lacs tchadiens car, à ce jour, aucune étude systématique n'a été réalisée et nos données restent originales.

Enfin, nous proposons l'analyse de la répartition des diatomées dans les lacs tchadiens à partir de la mesure des paramètres hydrochimiques. Nous avons limité ces paramètres à la mesure des éléments majeurs, de la conductivité, du pH et de l'alcalinité. Une étude complète mériterait de prendre en compte d'autres paramètres, tels que les nutriments, la turbidité, ou encore la quantité de carbone dissous dans l'eau. Ces paramètres viendraient compléter nos analyses et parfaire la connaissance de la dynamique du développement des diatomées dans les lacs du Tchad.

Références bibliographiques

- Addinsoft (2019).** XLSTAT Statistical and Data Analysis Solution, Paris France (<http://xlstat.com>).
- Adeniji, H. A. (1973).** Preliminary investigation into the composition and seasonal variation of the plankton in Kainji Lake, Nigeria. *Washington DC American Geophysical Union Geophysical Monograph Series*, **17**, 617-619.
- Adesalu, T. A., Nwankwo, D. I. (2009).** A checklist of Lekki lagoon diatoms. *International Journal of Botany*, **5**, 126-134.
- Alfinito, S., Fumanti, B., Ricci, S. (1989).** Freshwater algae from Kania (Sierra Leone, West Tropical Africa). *Rivista di Idrobiologia*, **28**, 167-178.
- Alfinito, S., Fumanti, B., Ricci, S. (1994).** Diatoms from York, Sierra Leone (West Africa). *Quaderni Accademia Nazionale dei Lincei*, **267**, 65-79.
- Alfinito, S., Lange-Bertalot, H. (2013).** Contribution to the knowledge of the freshwater algae of Sierra Leone (Tropical West Africa): diatoms from Loma Mountains and Bumbuna Falls, the Northern Province. *Biodiversity Journal*, **4**, 135-178.
- Bader, J. C., Lemoalle, J., & Leblanc, M. (2011).** Modèle hydrologique du lac Tchad. *Hydrological Sciences Journal–Journal des Sciences hydrologiques*, **56**, 411-425.
- Barker, P., Gasse, F., Roberts, N., Taieb, M. (1990).** Taphonomy and diagenesis in diatom assemblages; a Late Pleistocene palaeoecological study from Lake Magadi, Kenya. *Hydrobiologia*, **214**, 267-272.
- Barker, P. (1992).** Differential diatom dissolution in Late Quaternary sediments from Lake Manyara, Tanzania : an experimental approach. *Journal of Paleolimnology*, **7**, 235-251.
- Battarbee RW, Jones VJ, Cameron NG, Bennion H, Carvalho L, Juggins S (2001).** Diatoms. In Smol J.P. & Birks H.J.B. (eds) *Tracking Environmental Change using Lake sediments vol 3: Terrestrial, Algal, and siliceous indicators*, pp 155-202.
- Ben Khelifa, L. (1989).** *Diatomées continentales et paléomilieus du Sud-Tunisien (PALHYDAF site 1) au Quaternaire supérieur : approche statistique basée sur les diatomées et les milieux actuels*, Thèse de Doctorat, Paris 11, 339 pp.
- Birks, H.J.B., Lotter A.F., Juggins, S., Smol, J.P. (2012).** *Tracking environmental change using Lake sediments. Data handling and numerical techniques (vol. 5)*. Springer, 745 pp.

- Bouchez, C. (2015).** *Bilan et dynamique des interactions rivières-lac(s)-aquifères dans le bassin hydrologique du lac Tchad : approche couplée géochimie et modélisation des transferts*, Thèse de Doctorat, Aix-Marseille Université, 277 pp.
- Braconnot P, Harrison SP, Kageyama M, Bartlein PJ, Masson-Delmotte V, Abe-Ouchi A, Otto-Bliesner B, Zhao Y (2012).** Evaluation of climate models using palaeoclimatic data. *Nature Climate Change* 2, 417-424.
- Brahim Bechir A., Mian-Oudanang, K., Mahamat, A., Bourdjolbo, T. (2019).** La végétation pastorale du lac Fitri. Etat des lieux et Dynamique. in C. Raimond, F. Sylvestre, D. Zakinet, Moussa Abderamane (eds), 2019. Le Tchad des Lacs. Collection Synthèse IRD, 99-119.
- Capot-Rey, R. (1961).** *Borkou et Ounianga : étude de géographie régionale*. Université d'Alger, Institut de Recherches Sahariennes, 5, 182 pp.
- Carter, J. R., Denny, P. (1982).** Freshwater algae of Sierra Leone. III. Bacillariohyphyceae. i. Diatoms from the River Jong (Taia) at Njala. *Nova hedwigia. Beihefte*.
- Carter, J. R., Denny, P. (1987).** Freshwater algae of Sierra Leone. IV: Bacillariophyceae. II: Diatoms from the coastal region of the southern province. *Nova Hedwigia*, 44, 229-275.
- Carter, J. R., Denny, P. (1992).** Freshwater algae of Sierra Leone. IV: Bacillariophyceae. III: Diatoms from the Lake Sonfon region and from Lake Popei. *Nova Hedwigia*, 54, 159-211.
- Cholnoky B.J. (1970).** Bacillariophyceen aus den Bangweolo-Sümpfen. Hydrobiological survey of the Lake Bangweuleu, Luapula River basin. *Cercle hydrobiologique de Bruxelles*, 5, 1-71.
- Cocquyt C., Vyverman W., Compère P. (1993).** A check-list of the algal flora of the East African Great Lakes (Malawi, Tanganyika and Victoria). *Scripta Botanica Belgica* 8 : 56pp.
- Cocquyt C. (1998).** Diatoms from the northern basin of Lake Tanganyika. *Bibliotheca Diatomologica* 39, 276 pp.
- Compère, P. (1975).** Algues de la région du lac Tchad. III : Rhodophycees, Euglenophycees, Eryptophycees, Dinophycees, Chrysophycees, Xanthophycees. *Cahiers ORSTOM. Série Hydrobiologie*, 9(3), 167-192.
- Compère, P. (1991).** Contribution à l'étude des algues du Sénégal. 1. Algues du lac de Guiers et du Bas-Sénégal. *Bulletin du Jardin Botanique National de Belgique*, 61, 171-267.
- Compère, P., Riaux-Gobin, C. (2009).** Diatomées de quelques biotopes marins, saumâtres et dulçaquicoles de Guinée (Afrique occidentale). *Systematics and Geography of Plants*, 79, 33-66.

- Courel M.-F., Morin F., Raimond C. (1997).** « Intégration modèle ou modèle d'intégration ? La gestion de l'environnement au lac Fitri (Tchad) » in Singaravelou, éd. *Pratiques de gestion de l'environnement dans les pays tropicaux*. Talence, Dymset – Cret, coll. Espaces tropicaux 15, 311-327.
- Creutz, M., Van Bocxlaer, B., Abderamane, M., Verschuren, D. (2016).** Recent environmental history of the desert oasis lakes at Ounianga Serir, Chad. *Journal of Paleolimnology*, 55, 167-183.
- Cumming, B. F., Smol, J. P. (1993).** Development of diatom-based salinity models for paleoclimatic research from lakes in British Columbia (Canada). In *Twelfth international diatom symposium* Springer, Dordrecht, 179-196.
- Dagou P., Mahamat Ali M., Ngaressesem G., Passinring K., Marabe N.-O. (2005).** « La pêche dans les lacs Fitri et Léré au Tchad. Techniques de capture conservation des produits et enjeux de protection ». In Raimond C., Garine E., Langlois O. *Ressources vivrières et choix alimentaires dans le bassin du lac Tchad*, IRD, coll. Colloques et séminaires : pp.87-112.
- David, V. (2017).** Traitement de données en sciences environnementales. ISTE Editions, London, 175 pp.
- Davies, O. A., Abowei, J. F. N., Otene, B. B. (2009).** Seasonal abundance and distribution of plankton of Minichinda stream, Niger Delta, Nigeria. *American Journal of Scientific Research*, 2, 20-30.
- Dickie, G. (1880).** Notes on algae from Lake Nyasa, East Africa. *Journal of the Linnean Society, Botany* 17, 281-283
- Eggermont, H., Verschuren, D., Fagot, M., Rumes, B., Van Bocxlaer, B., Kröpelin, S. (2008).** Aquatic community response in a groundwater-fed desert lake to Holocene desiccation of the Sahara. *Quaternary Science Reviews*, 27, 2411-2425.
- Ekwu, A. O., Sikoki, F. D. (2006).** Phytoplankton diversity in the Cross River estuary of Nigeria. *Journal of Applied Sciences and Environmental Management*, 10(1), 89-95.
- Foged, N. (1966).** Freshwater diatoms from Ghana. *Biologiske Skrifter Danske Vinderskabernes*, 15, 227 pp.
- Foged, N. (1986).** Diatoms in Gambia. Diatoms in the Volo Bay, Greece. *Bibliotheca Diatomologica* 12, 220 pp.
- Fritz, S.C., Juggins, S., Battarbee, W. (1993)** Diatom assemblages and ionic characterization of lakes of the northern Great Plains, North America: a tool for reconstructing past salinity and climate fluctuations. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 50: 1844-1856

- Fritz, S.C., Juggins, S., Batarbee, R.W., Engstrom, D.R. (1991).** Reconstruction of past changes in salinity and climate using a diatom-based transfer function. *Nature*, **352**, 706-708.
- Fumanti, B., Ricci, S., Alfinito, S. (1990).** Freshwater algae from Sierra Leone: Diatoms from Guma Valley. *Quaderni Accademia Nazionale dei Lincei*, **265**, 27-47.
- Fumanti, B. (1994).** Freshwater algae from Sierra Leone: diatoms from Bathurst Falls (Western Area). *Quaderni Accademia Nazionale dei Lincei*, **267**, 51-64.
- Gasse F. (1980)** Les diatomées lacustres plio-pléistocènes du Gadeb (Ethiopie) : systématique, paléoécologie, biostratigraphie. *Revue algologique, Mémoire hors-série 3* : 249 pp
- Gasse F. (1986).** East African diatoms – Taxonomy, ecological distribution. *Bibliotheca Diatomologica* **11**: 1-202 + 44pls.
- Gasse, F., Fontes, J.C., Plaziat, J.C, Carbonel, P., Kaczmarzka, I., De Deccker, P., Soulié-Gasse, F., Tékaïa, F. (1983).** Transfer functions for estimating paleoecological conditions (pH) from East Africa diatoms. *Hydrobiologia*, **103**, 85-90.
- Marsche, I., Callot, Y., Dupleuble, P.A. (1987).** Biological remains and stable isotopes for the reconstruction of environmental and hydrological changes in the Holocene lakes from north Sahara. *Paleogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, **60**, 1-46.
- Gasse, F., Juggins, S., Ben Khelifa, L. (1995).** Diatom-based transfer functions for inferring past hydrochemical characteristics of African lakes. *Paleogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, **117**, 31-54.
- Gasse, F. (2000).** Hydrological changes in the African tropics since the Last Glacial Maximum. *Quaternary Science Reviews*, **19**, 189-211.
- Gastineau, R. (2012).** Biodiversité, reproduction et phylogénie des diatomées bleues du genre *Haslea* et valorisation de leurs pigments de type marennine. *Thèse de doctorat, Université du Maine* 328 pp.
- Germain, H. (1981).** Flore des diatomées : Diatomophycées eaux douces et saumâtres du massif Armoricaïn et des contrées voisines d'Europe occidentale. Ed. Boubée, 444 pp.
- Gillet, H. (1969).** La végétation du parc national de Zakouma (Tchad) et ses rapports avec les grands mammifères. *La Terre et la Vie*, **4**, 373-485
- Goldman, J. C. (1993).** Potential role of large oceanic diatoms in new primary production. *Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers*, **40**, 159-168.
- Grenier, C., Paillou, P., Maugis, P. (2009).** Assessment of Holocene surface hydrological connections for the Ounianga lake catchment zone (Chad). *Comptes Rendus Géoscience*, **341**, 770-782.

- Hahn, A., Kusserow, H. (1998).** Spatial and temporal distribution of algae in soil crusts in the Sahel of W Africa: Preliminary results. *Willdenowia*, **28(1/2)**, 227-239.
- Hustedt, F. (1937-1939).** Systematische und Ökologische Untersuchungen über die Diatomeen-Flora von Java, Bali und Sumatra. *Archiv. Hydrobiol., Suppl.*, **15**, 393-506
- Hustedt F. (1949).** Süßwasser-Diatomeen. In : Exploration du Parc National Albert-Mission H. Damas (1935-1936), vol **8** :199 pp + 16 plates Bruxelles, Institut des parcs nationaux du Congo Belge.
- Iltis, A., Compère, P. (1974).** Algues de la région du Lac Tchad. I : Caractéristiques générales du milieu. *Cahiers ORSTOM Série hydrobiologie*, 141-164
- Iltis, A. (1975)** Phytoplanton des eaux natronnées du Kanem (Tchad). *Cahiers ORSTOM Série hydrobiologie*, **9**, 13-17.
- Imbrie, J.J., Kipp, N.G. (1971).** A new micropaleontological method for quantitative paleoclimatology : application to a late Pleistocene Caribbean core. In : The late Cenozoic glacial ages, K.K. Turekian (Ed.), Yale University Press, 71-181.
- Juggins, S. (2003).** User guide C2. Software for ecological and palaeoecological data analysis and visualization. User guide version 1.5. University of Newcastle, 73 pp.
- Kadiri, M.O. (2004).** African Freshwater algae: a bibliographic update. *Acta Botanica Hungarica*, **46**, 179-200.
- Kemp, A. E. S., Pearce, R. B., Grigorov, I., Rance, J., Lange, C. B., Quilty, P., Salter, I. (2006).** Production of giant marine diatoms and their export at oceanic frontal zones: implications for Si and C flux from stratified oceans. *Global Biogeochemical Cycles*, **20**, GB4S04, 1-13.
- Krammer, K., Lange-Bertalot, H. (1986).** Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 1 Teil : Naviculaceae. Ed. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 876 pp.
- Krammer, K., Lange-Bertalot, H. (1988).** Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 2 Teil : Bacillariaceae, Epithemiceae, Surirellaceae Ed. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 596 pp.
- Krammer, K., Lange-Bertalot, H. (1991a).** Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 3 Teil: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae Ed. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 576 pp.
- Krammer, K., Lange-Bertalot, H. (1991b).** Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bacillariophyceae, 4 Teil: Achnanthaceae, Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema, Gesamliteraturverzeichnis Teil1-4 Ed. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 437 pp.

- Kröpelin, S. (2007).** Atlas of Cultural and Environmental Change in Arid Africa. Heinrich-Barth-Institut, Köln, 54-57.
- Kropelin, S., Verschuren, D., Lezine, A.-M., Eggermont, H., Cocquyt, C., Francus, P., Cazet, J.-P., Fagot, M., Rumes, B., Russell, J. M., Darius, F., Conley, D. J., Schuster, M., von Suchodoletz, H., Engstrom, D. R. (2008).** Climate-Driven Ecosystem Succession in the Sahara: The Past 6000 Years. *Science*, **320**, 765-768.
- Kufferath, H. (1956).** Organismes trouvés dans les carottes de sondages et les vases prélevés au fond du lac Tanganika. Résultats Scientifiques **4(3)**, 1-74. Bruxelles, Institut royal des Sciences naturelles de Belgique.
- Kusber, W.H., Cocquyt, C. (2007).** Craticula elkab (O. Müller ex O. Müller) Lange-Bertalot, Kusber & Cocquyt, comb. nov.-Typification and observations based on African sediment core material. *Diatom Research*, **22(1)**, 117-126.
- Leblanc, M., Lemoalle, J., Bader, J. C., Tweed, S., Mofor, L. (2011).** Thermal remote sensing of water under flooded vegetation: New observations of inundation patterns for the ‘Small’ Lake Chad. *Journal of Hydrology*, **404**, 87-98.
- Lemoalle, J. (1979a).** Biomasse et production phytoplanctonique du lac Tchad (1968-1976): Relations avec les conditions du milieu. *Thèse Science Naturelle, Paris 6*, 311 pp.
- Lemoalle, J. (1979b)** Etude des potentialités du bassin conventionnel du lac Tchad. Hydrobiologie : Utilisation de la télédétection pour l'évaluation des surfaces inondées. Paris : ORSTOM, 1979, 62 pp.
- Lézine, A.-M., Hély, C., Grenier, C., Braconnot, P., Krinner, G. (2011).** Sahara and Sahel vulnerability to climate changes, lessons from Holocene hydrological data. *Quaternary Science Reviews*, **30**, 3001-3012.
- Ludes, B., Coste, M., 1996.** Diatomées et médecine légale. Applications de la recherche des diatomées au diagnostic de la submersion vitale. Ed. Paris, 255 pp.
- Magrin, G., Lemoalle, J. (2014).** Le développement du Lac Tchad : situation actuelle et futurs possibles. Contributions intégrales des experts. Expertise Collégiale 1633-9924. Editions IRD, Marseille.
- Mahamat Nour A. (2019).** Fonctionnement hydrologique, chimique et isotopique du principal affluent du lac Tchad : Le système du Chari-Logone. *Thèse de Doctorat, Aix-Marseille Université*, 164 pp.
- Maharana, P., Abdel-Lathif, A.Y., Pattnayak, K.C. (2018).** Observed climate variability over Chad using multiple observational and reanalysis datasets. *Global and Planetary Change*, **162**, 252-265.

- Mann, D. G. (1999).** The species concept in diatoms. *Phycologia*, **38**, 437-495.
- Medlin, L.K., Kooistra, W.H.C.F., Gersonde, R., Sims, P.A., Wellbrock, U. (1997).** Is the origin of the diatoms related to the end-Permian mass extinction? *Nova Hedwigia*. **65**, 1-11
- Medlin, L.K., Kooistra, W.H.C.F., Schmid, A.-M.M. (2000).** A review of the evolution of the diatoms - a total approach using molecules, morphology and geology. Dans “The Origin and Early Evolution of the Diatoms: Fossil, Molecular and Biogeographical Approaches” (A. Witkowski, & J. Sieminska, éditeurs). W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Cracow. pp. 13-35.
- Metzelin, D, Lange-Bertalot (2002).** Monographie Diatoms from the ‘Island continent’ Madagascar. *Iconographia Diatomologia*, **11**, 286 pp.
- Mills, K., Ryves D.B. (2012).** Diatom-based models for inferring past water chemistry in western Ugandan crater lakes. *Journal of Paleolimnology*, **48**, 383–399.
- Müller, O. (1897).** Rhopalodia, ein neues Genus der Bacillariaceen. *Botanische Jahrbücher* **22**, 71.
- Müller, O. (1903).** Bacillariaceen aus dem Nyassalande und einigen benachbarten Gebieten. I. *Botanische Jahrbücher* **34**, 9-37.
- Müller, O. (1904).** Bacillariaceen aus dem Nyassalande und einigen benachbarten Gebieten. II. *Botanische Jahrbücher* **35**, 256-301.
- Müller, O. (1905).** Bacillariaceen aus dem Nyassalande und einigen benachbarten Gebieten. III. *Botanische Jahrbücher* **36**, 137-205.
- Müller, O. (1910).** Bacillariaceen aus dem Nyassalande und einigen benachbarten Gebieten. IV. *Botanische Jahrbücher* **45**, 69-122.
- Negadi, M., Hassani, A., Hammou, M. A., Dahmani, W., Miara, M. D., Kharitonov, M., Zhukov, O. (2018).** Diversity of Diatom epilithons and quality of water from the subbasin of Oued Mina (district of Tiaret, Algeria). *Ukrainian Journal of Ecology*, **8**, 103-117.
- Olivry, J.-C., Chouret, A., Vuillaume, G., Lemoalle, J., Bricquet, J.-P. (1996).** Hydrologie du lac Tchad. Editions Paris, 266 pp.
- Ostenfeld, C.H. (1908).** Phytoplankton aus dem Victoria Nyanza. *Botanische Jahrbücher* **41**, 330-350.
- Ostenfeld, C.H. (1909).** Notes on the phytoplankton of Victoria Nyanza, East Africa. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, Harvard College* **50**, 171-181+2pl.
- Pias J., Barber J. (1965).** Carte pédologique de reconnaissance de la République du Tchad, lac Iro-Djouna. Edition ORSTOM, Paris.

- Poulin, C. (2018).** Bilans hydrologiques et étude de la recharge de trois systèmes lac-aquifère du Bassin du Lac Tchad par une approche géochimique multitraceurs ($\delta^{18}\text{O}$, $\delta^2\text{H}$, ^{36}Cl , ^{14}C) : *Thèse doctorat, Aix-Marseille Université, France*, 145 pp.
- Prygiel, J., Coste, M., Bukowska, J. (1999).** Review of the major diatom-based techniques for the quality assessment of rivers-State of the art in Europe. *Use of algae for monitoring rivers III*, 224-238.
- Prygiel, J., Coste, M. (2000).** Guide méthodologique pour la mise en oeuvre de l'Indice Biologique Diatomées. Ed. Cemagref, 134 pp.
- Ramade, F. (2009).** Eléments d'écologie - Ecologie Fondamentale. Dunod, Paris, 704 pp.
- Raimond, C., Sylvestre F., Zakinet, D., Moussa, A. (2019).** *Le Tchad des lacs : Les zones humides sahéliennes au défi du changement global*. IRD Éditions Marseille, 365 p.
- Reed, J. M. (1998).** A diatom-conductivity transfer function for Spanish salt lakes. *Journal of Paleolimnology*, **19**, 399-416.
- Remadji, R. (2014).** Etude de la variabilité spatiale et temporelle des diatomées du lac Tchad. Master Sciences et Technologie, *Université de N'Gaoundere, Cameroun*, 45 pp.
- Richardson, T.L., Jackson, G.A. (2007).** Small phytoplankton and carbon export from the surface ocean. *Science* **315**, 838-840.
- Roberts D, McMinn A. (1998).** A weighted-averaging regression and calibration model for inferring lake water salinity from fossil diatom assemblages in saline lakes of Vestfold Hills: a new tool for interpreting Holocene lake histories in Antarctica. *Journal of Paleolimnology*, **19**, 99-113
- Round, F.E. (1961a).** The composition of some diatomites from the southern Sahara. *Journal of the Royal Microscopical Society*, **80**, 59-69.
- Round, F.E. (1961b).** Some algae from the Ennedi mountains of French Equatorial Africa. *Journal of the Royal Microscopical Society*, **80**, 71-82.
- Round F. E., Crawford R. M., Mann D. G. (1990)** The Diatoms: Biology & Morphology of the Genera. Cambridge University Press, 768 pp.
- Roux, M., Servant-Vildary, S., Servant, M. (1991).** Inferred ionic composition and salinity of a Bolivian quaternary lake as estimated from fossil diatoms in the sediments. *Hydrobiologia*, **210**, 3-18.
- Ryves, D.B. (1994).** Diatom dissolution in saline lake sediments. An experimental study in the great Plains of Northern America. *PhD Thesis, University College London, London UK*, 290 pp.

- Sanders, L. (1989).** L'analyse des données appliquée à la géographie. Montpellier, GIP RECLUS, 268 pp.
- Schuster, M., Roquin, C., Düringer, P., Brunet, M., Caugy, M., Fontugne, M., Mackaye, H. T. (2005).** Holocene lake Mega-Chad palaeoshorelines from space. *Quaternary Science Review* **24**, 1821–1827.
- Schuster M., Sylvestre F., Raimond C., Abderrmane Moussa, Abakar Y., Yalikun T. (2019).** Archives géomorpho-sédimentaires des changements environnementaux et climatiques avant, pendant et après la Période Humide Holocène Africaine dans le bassin du Lac Fitri (Tchad) ? in C. Raimond, F. Sylvestre, D. Zakinet, Moussa Abderramane (eds), 2019. Le Tchad des Lacs. Collection Synthèse IRD, 39-52.
- Servant, M. (1970).** Répartition des diatomées dans les séquences lacustres holocènes au nord-est du Lac Tchad. *Cahiers ORSTOM, série Géologie*, **2**, 115-126.
- Servant, M., Servant-Vildary, S. (1970).** Les formations lacustres et les diatomées du Quaternaire récent du fond de la cuvette tchadienne. *Rev. Geogr. Phys. Geol. Dyn*, **13**, 6-76.
- Servant, M., Servant-Vildary, S. (1980).** L'environnement quaternaire du bassin du Tchad. In : The Sahara and the Nile, Williams, M.A.J. and Faure, H. (Eds), Balkema, Rotterdam, 133-162.
- Servant-Vildary, S. (1973).** Le Plio-Quaternaire ancien du Tchad : évolution des associations de diatomées, stratigraphie, paléoécologie. *Cahiers ORSTOM, série Géologie*, **5**, 169-216.
- Servant-Vildary, S. (1978).** Etude des diatomées et paléolimnologie du bassin Tchadien au Cénozoïque supérieur. *Travaux Documentation ORSTOM*, (2 vol.), **84**, 346 pp.
- Shannon, C.E, Weaver, W. (1948).** The mathematical theory of communication. -Univ. Illinois Press. Urbana USA, 117 pp.
- Smetaček, V. A. (1999).** Diatoms and the ocean carbon cycle. *Protist*, **150**, 25-32.
- Smol, J. P., Stoermer, E. F. (2010).** The diatoms: applications for the Environment and Earth Sciences. Cambridge University Press, 2nde édition. 686 pages. 175 illustrations, 16 tables.
- Sorhannus, U. (2007).** A nuclear-encoded small-subunit ribosomal RNA timescale for diatom evolution. *Marine Micropaleontology* **65**, 1–12.
- Sow, E. H., Diene, M. (2002).** Résultats préliminaires sur les diatomées de la Casamance (Sénégal): mise en évidence de deux périodes pluviales le long du sondage de Sédhieu. *Diatom Research*, **17**, 219-234.
- Sylvestre F., Deschamps P., Adoum Bari Sinine, Rirongarti R., Mazur J.C., Waldmann N., Do Amaral P., Bouchez C., Doumnang J.C. (2019).** Paléo-environnements et variations paléo-hydrologiques du lac Tchad au cours des 12 000 dernières années. in C. Raimond, F.

Sylvestre, D. Zakinet, Moussa Abderamane (eds), 2019. Le Tchad des Lacs. Collection Synthèse IRD, 53-64.

Taylor, J. C., & Cocquyt, C. (2016). *Diatoms from the Congo and Zambezi Basins: Methodologies and Identification of the Genera*. ABC taxa 16, 355pp.

ter Braak, C.JF (1986) Canonical correspondence analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology* 67: 1167- 1179

UNESCO (2015). Rapport sur l'état de conservation des lacs d'Ounianga. <https://whc.unesco.org/fr/>

Van Meel, L. (1954). Le phytoplancton. In : Résultats scientifiques de l'exploration hydrobiologique du Lac Tanganika (1946–1947). **4 (1)** A : 681 pp, B. 76pl. Bruxelles, Institut royal des Sciences naturelles de Belgique.

Vizinet, J., de Reviers, B. (1995). Les utilisations des diatomées. *Vie et Milieu*, **45**, 301-314.

West G.S. (1907). Report on the freshwater algae, including phytoplankton of the Third Tanganika Expedition, conducted by Dr W.A. Cunningham 1904-1905. *Journal of the Linnean Society of London, Botany* **38** :81-197.

Wilson, S.E., Cumming, B.F., Smol, J.P. (1994). Diatom-salinity relationships in 111 lakes from the Interior Plateau of British Columbia, Canada: the development of diatom-based models for paleosalinity reconstructions. *Journal of Paleolimnology*, **12**, 65-77.

Yalikun T., Raimond C., Kemsol A., Zakinet Dangbet, Schuster M., Sylvestre F. (2019). Variabilité des crues et des paysages du lac Fitri depuis les grandes sécheresses des années 1970-80 : plus ou moins de ressources pour les riverains du lac ? in C. Raimond, F. Sylvestre, D. Zakinet, Moussa Abderamane (eds), 2019. Le Tchad des Lacs. Collection Synthèse IRD, 99-119.

Zanon, V. (1938). Diatomee della regione del Kivu (Congo Belga). *Commentationes Pontificiae Academia Scientiarum* **2(14)** : 535-668.

Zanon, V. (1941). Diatomee dell'Africa Occidentale Francese. *Commentationes Pontificiae Academia Scientiarum*, **5** : 1-60.

Annexes

Annexe 1 : Tableau des espèces de diatomées exprimées en abondance absolue déterminées dans le lac Fitri

Noms des espèces\Echantillons	Code	Fit 3-15m1	Fit 3-15m3	Fit 3-15m4	Fit 5-15m3	Fit 3-15m2	Fit 5-15m1	Fit 5-15m2	Fit 1-15s	Fit 4-15s	Fit 5-15s	Fit 7-15s	Fit 10-15s	Fit 13-15s	Fit 14-15s
<i>Amphora ovalis</i>	AMOV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aneumastus stroesei</i>	NAPD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aneumastus tuscula</i>	NATU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Aulacoseira crenulata</i>	AUC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	0	0	0	7	3	4	2	3	19	50	433	86	110	22
<i>Aulacoseira granulata var angustissima</i>	MGA	0	0	0	0	0	0	0	2	13	27	20	58	17	16
<i>Aulacoseira muzzanensis</i>	MEMU	0	0	0	0	0	0	0	0	50	16	35	0	0	0
<i>Brachysira vitrea</i>	ANV	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Caloneis bacillum</i>	CAB	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula cuspidata</i>	NCU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	21
<i>Cyclostephanos invisitatus</i>	CINV	0	4	12	8	15	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	5	6	2
<i>Cyclotella oréolata</i>	CYOR	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	2	0	0	0
<i>Cyclotella delicatula</i>	CYDE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	0	0	0	0	2	4	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella sp.</i>	CPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2
<i>Cyclotella striata</i>	CYST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella wetrichiana</i>	CYWE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella distenquenda</i>	CYDI	0	0	0	0	0	7	18	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella delicatula</i>	CYDE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Cymbella elginensis</i>	CYEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Cymbella microcephala</i>	CBMC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella minuta</i>	CYMT	0	0	0	0	0	0	0	0	2	4	0	0	12	10
<i>Cymbella silesiaca</i>	CYML	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella ventricosa</i>	CYVE	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	2	0	0
<i>Denticula elegans</i>	DE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	3	0
<i>Diadesmis confervacea</i>	NACF	0	124	0	5	5	0	4	8	3	13	0	0	5	0
<i>Diatoma tenuis</i>	DIAT	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis finnica</i>	DF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Discotella stelligera</i>	CYCS	0	2	0	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dorofeyukea kotschy</i>	NAKO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Encyonema silesiacum</i>	ENSI	10	20	107	20	15	45	18	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema sp.</i>	ENPS	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithémia adnata</i>	EZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Epithémia frickei</i>	EFRI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0

Noms des espèces\Echantillons	Code	Fit 3-15m1	Fit 3-15m3	Fit 3-15m4	Fit 5-15m3	Fit 3-15m2	Fit 5-15m1	Fit 5-15m2	Fit 1-15s	Fit 4-15s	Fit 5-15s	Fit 7-15s	Fit 10-15s	Fit 13-15s	Fit 14-15s
<i>Eunotia glacialis</i>	EUVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Eunotia implicata</i>	EPMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	18	0	145	0	0	0	11	2	1	5	1	0	0
<i>Eunotia pectinalis</i>	EUP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0
<i>Eunotia praerupta</i>	EUPR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5
<i>Eunotia sp.</i>	EUSP	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fallacia insociabilis</i>	NAIK	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fallacia vitrea</i>	NAFS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria capucina</i>	FCA	22	209	31	450	135	90	146	0	0	1	0	0	0	0
<i>Fragilaria cyclopus</i>	FRCY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria delicatissima</i>	FRD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria exigua</i>	FRE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria sp.</i>	FRS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Geissleria schoenfeldii</i>	NASC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonéma acutiusculum</i>	GOAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Gomphonema affine</i>	GAFF	0	0	0	1	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Gomphonéma dichotomum</i>	GODI	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	111	53	3	0	0	19	6	0	0	0	0	4	0	0
<i>Gomphonema insigne</i>	GOIN	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Gomphonéma parvulum</i>	GP	15	65	273	30	95	255	125	2	0	0	4	0	9	13
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Gomphonema reicheltii</i>	GORE	0	10	0	63	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema sp.</i>	GOSP	0	0	0	1	1	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema sp.</i>	GYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0
<i>Gyrosigma acuminatum</i>	GYAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma sp.</i>	GYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma strigilis</i>	GLIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	5	0
<i>Hantzschia virgata</i>	HAVR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia virgata var. gracile</i>	HVRG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Iconella capronii</i>	SUCA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lemnicola exigua</i>	AEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Luticola goeppertiana</i>	NGOP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Luticola mutica</i>	NAMU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0
<i>Luticola mutica var. mutica</i>	LUMM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia elliptica</i>	MASE	0	0	0	0	0	0	0	3	0	2	0	0	0	0
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	0	40	30	0	187	3	139	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff. Goeppertiana</i>	NAFG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	13
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	0	2	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula digitoradiata</i>	NDIG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Navicula schroeteri</i>	NACH	0	0	21	22	53	24	52	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula sp.</i>	NS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2
<i>Navicula symmetrica</i>	NASY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces\Echantillons	Code	Fit 3-15m1	Fit 3-15m3	Fit 3-15m4	Fit 5-15m3	Fit 3-15m2	Fit 5-15m1	Fit 5-15m2	Fit 1-15s	Fit 4-15s	Fit 5-15s	Fit 7-15s	Fit 10-15s	Fit 13-15s	Fit 14-15s
<i>Navicula veneta</i>	NAVE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula zanonii</i>	NAZO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Neidium sp.</i>	NESP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0
<i>Nitzschia aff. hantzschiana</i>	NIHAF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	0	317	6	19	35	14	22	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Nitzschia intermedia</i>	NTIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	2	24	0	0	56	12	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata var. minima</i>	NLAM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia liebetruithii</i>	NILI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia microcephala</i>	NIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	0	0	0	2	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia parvula</i>	NIPAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Nitzschia sp.</i>	NISP	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	5
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0
<i>Pinnularia brauniana</i>	PBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	4	0	0	0
<i>Pinnularia legumen</i>	PILE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Pinnularia lundii</i>	PILU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Pinnularia maior</i>	PIMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	0
<i>Pinnularia microstauron var. brebissonii</i>	PBDI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia sp.</i>	PNSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	1	0
<i>Pinnularia subrostrata</i>	PSBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12
<i>Placoneis clementis</i>	NCLM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma angulatum</i>	PALG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	FREL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Sellaphora arvensis</i>	NARV	0	5	15	6	39	26	34	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora bacilloides</i>	NABC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora rotunda</i>	NRON	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis anceps</i>	SA	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	1	0
<i>Stauroneis nobilis</i>	STNO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	0
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	SPH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Stauroneis sp.</i>	SSP	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosira construens</i>	FRCO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	5	12	5	5
<i>Surirela suecica</i>	SUSU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella angusta</i>	SUA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella sp.</i>	SUR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synédra ulna</i>	SYNU	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella calida</i>	NICD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Tryblionella compressa</i>	NTCP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	12
<i>Tryblionella levidensis</i>	NILE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	4
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	403	44	10	5	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1

Noms des espèces\Echantillons	Code	Fit 2-15f	Fit 4-15f	Fit 7-15f	Fit 10-15f	Fit 12-15f	Fit 1-16f	Fit 2-16f	Fit 3-16f	Fit 4-16f	Fit 6-16f	Fit 8-16f	Fit 9-16f	Fit 10-16f	Fit 11-16f
<i>Amphora ovalis</i>	AMOV	0	0	0	0	0	0	2	2	1	0	0	0	0	0
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Aneumastus stroesei</i>	NAPD	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aneumastus tuscula</i>	NATU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira crenulata</i>	AUC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	1206	734	970	516	1158	669	797	769	745	340	323	293	441	508
<i>Aulacoseira granulata</i> var <i>angustissima</i>	MGA	4	2	7	12	1	37	66	28	21	12	3	0	15	21
<i>Aulacoseira muzzanensis</i>	MEMU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Brachysira vitrea</i>	ANV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis bacillum</i>	CAB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Craticula cuspidata</i>	NCU	0	0	0	0	0	0	3	1	0	0	1	0	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos invisitatus</i>	CINV	0	0	0	0	0	0	13	18	18	172	115	136	47	61
<i>Cyclotala ocellata</i>	CYOC	5	1	9	16	9	1	0	0	0	1	2	0	0	0
<i>Cyclotella oréolata</i>	CYOR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella delicatula</i>	CYDE	0	0	0	38	0	0	0	0	0	0	13	0	1	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	0	0	0	0	0	85	89	97	94	89	83	86	85	96
<i>Cyclotella sp.</i>	CPS	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella striata</i>	CYST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella wetrichiana</i>	CYWE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Cyclotella distenguenda</i>	CYDI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella délicatula</i>	CYDE	0	0	25	0	0	0	0	0	0	0	0	13	0	0
<i>Cymbella elginensis</i>	CYEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella microcephala</i>	CBMC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0
<i>Cymbella minuta</i>	CYMT	2	0	0	0	2	0	0	0	0	0	10	0	2	0
<i>Cymbella silesiaca</i>	CYML	0	0	0	1	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella ventricosa</i>	CYVE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Denticula elegans</i>	DE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diadsmis confervacea</i>	NACF	0	0	0	0	0	1	2	0	1	0	6	0	1	0
<i>Diatoma tenuis</i>	DIAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis finnica</i>	DF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Discotella stelligera</i>	CYCS	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	35	56
<i>Dorofeyukea kotschyi</i>	NAKO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema silesiacum</i>	ENSI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema sp.</i>	ENPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithémia adnata</i>	EZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithémia frickei</i>	EFRI	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces\Echantillons	Code	Fit 2-15f	Fit 4-15f	Fit 7-15f	Fit 10-15f	Fit 12-15f	Fit 1-16f	Fit 2-16f	Fit 3-16f	Fit 4-16f	Fit 6-16f	Fit 8-16f	Fit 9-16f	Fit 10-16f	Fit 11-16f
<i>Eunotia glacialis</i>	EUVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia implicata</i>	EPMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	0	0	1	0	1	7	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis</i>	EUP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia praerupta</i>	EUPR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia sp.</i>	EUSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fallacia insociabilis</i>	NAIK	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Fallacia vitrea</i>	NAFS	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria capucina</i>	FCA	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria cyclopum</i>	FRCY	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria delicatissima</i>	FRD	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria exigua</i>	FRE	0	4	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria sp.</i>	FRS	0	1	1	1	0	5	1	0	3	0	0	0	0	0
<i>Geissleria schoenfeldii</i>	NASC	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonéma acutiusculum</i>	GOAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema affine</i>	GAFF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Gomphonéma dichotomum</i>	GODI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	4	0	0	1
<i>Gomphonema insigne</i>	GOIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonéma parvulum</i>	GP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema reicheltii</i>	GORE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema sp.</i>	GOSP	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema spécies</i>	GYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma acuminatum</i>	GYAC	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma sp.</i>	GYS	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma strigilis</i>	GLIS	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	5	0	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia virgata</i>	HAVR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Hantzschia virgata var. gracile</i>	HVRG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Iconella capronii</i>	SUCA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Lemnicola exigua</i>	AEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0
<i>Luticola goeppertiana</i>	NGOP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Luticola mutica</i>	NAMU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Luticola mutica var. mutica</i>	LUMM	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia elliptica</i>	MASE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff. Goeppertiana</i>	NAFG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula digitoradiata</i>	NDIG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula schroeteri</i>	NACH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula sp.</i>	NS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula symmetrica</i>	NASY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0

Noms des espèces\Echantillons	Code	Fit 2-15f	Fit 4-15f	Fit 7-15f	Fit 10-15f	Fit 12-15f	Fit 1-16f	Fit 2-16f	Fit 3-16f	Fit 4-16f	Fit 6-16f	Fit 8-16f	Fit 9-16f	Fit 10-16f	Fit 11-16f
<i>Navicula veneta</i>	NAVE	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
<i>Navicula zanonii</i>	NAZO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium sp.</i>	NESP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia aff. hantzschiana</i>	NIHAF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia intermedia</i>	NTIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata var. minima</i>	NLAM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0
<i>Nitzschia liebetruithii</i>	NILI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Nitzschia microcephala</i>	NIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia parvula</i>	NIPAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia sp.</i>	NISP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Pinnularia brauniana</i>	PBR	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia legumen</i>	PILE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia lundii</i>	PILU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia maior</i>	PIMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron var. brebissonii</i>	PBDI	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia sp.</i>	PNSP	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia subrostrata</i>	PSBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis clementis</i>	NCLM	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma angulatum</i>	PALG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	FREL	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora arvensis</i>	NARV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora bacilloides</i>	NABC	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Sellaphora rotunda</i>	NRON	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis anceps</i>	SA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis nobilis</i>	STNO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	SPH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis sp.</i>	SSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosira construens</i>	FRCO	1	0	0	3	0	0	9	0	3	0	0	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	11	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	1	1	5	1	3	6	8	0	2	0	3	1	0	0
<i>Surirela suecica</i>	SUSU	0	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella angusta</i>	SUA	0	0	0	0	0	0	3	0	1	0	0	0	0	0
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella sp.</i>	SUR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
<i>Synédra ulna</i>	SYNU	0	0	0	0	0	6	4	7	1	0	0	4	1	0
<i>Tryblionella calida</i>	NICD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella compressa</i>	NTCP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella levidensis</i>	NILE	1	0	0	0	0	1	2	3	0	1	2	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	15	0	0	3

Annexe 2 : Tableau des espèces de diatomées exprimées en abondance absolue déterminées dans le lac Tchad

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LT 27-11m	LT 32-11m	LT 17-12m	LT 18-12m	D-12s	A2-12s	Lac 17-12s	Lac 15-12s	Lac 14-12s	Lac 13-12s	Lac 11-12s	Lac 4-12s	Lac 32-11s	Lac 30-11s	Lac 27-11s	Lac 20-11s
<i>Achnanthes altaica</i>	ACAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes chlidanos</i>	ACHL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes delicatula</i>	AD	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes hintzii</i>	AHIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes laterostrata</i>	ACLA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes ploenensis</i>	APL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes sp.</i>	AHSP	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium exiguum</i>	AEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Actinocyclus sp.</i>	ACTI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia bryophila</i>	NBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia minuscula</i>	NMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia minuscula var. muralis</i>	NMUR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora hartii</i>	AMHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Amphora libyca</i>	AY	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora ovalis</i>	AMOV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0	0	5
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora strigosa</i>	AMST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ANS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Asterionelle formosa</i>	ASFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira alpigena</i>	MDA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira ambigua</i>	MA	0	0	0	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira canadensis</i>	AUCA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira distans</i>	MD	7	9	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	340	62	5	0	463	1416	1018	1585	1455	224	182	870	634	747	1328	1009
<i>Aulacoseira granulata var. angustissima</i>	MGA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata var. valida</i>	MGV	61	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira islandica</i> Morphotype helvetica	AUIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira italica</i>	MI	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	55	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira muzzanensis</i>	MEMU	11	0	0	0	0	8	11	34	0	0	6	17	0	0	0	0
<i>Aulacoseira tenuior</i>	AUTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Belonastrum berolinense</i>	SYBE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis silicula</i>	CS	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis sp</i>	CSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula scutelloides</i>	NSC	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula variostrata</i>	NVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cocconeis placentula</i>	COPT	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cocconeis placentula var. euglypta</i>	CPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula angusta</i>	NAN	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula cuspidata</i>	NCU	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	0	0	0	0	20	0	1	0	0	0	0	3	0	0	0	0
<i>Craticula sp</i>	CSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CYSB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos invisitatus</i>	CINV	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CDUB	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	3	2	1	0	0	13	2	22	8	5	3	3	6	0	2	6
<i>Cyclotella oréolata</i>	CYOR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella aff comensis</i>	CAFC	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella bodanica var. aff lemanica</i>	CBOL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella comta</i>	CYCM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meduanae</i>	CMED	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	0	2	1	7	50	0	0	0	0	0	7	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella sp</i>	CPS	0	12	0	0	0	0	0	0	2	0	1	0	0	12	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LT 27-11m	LT 32-11m	LT 17-12m	LT 18-12m	D-12s	A2-12s	Lac 17-12s	Lac 15-12s	Lac 14-12s	Lac 13-12s	Lac 11-12s	Lac 4-12s	Lac 32-11s	Lac 30-11s	Lac 27-11s	Lac 20-11s
<i>Cyclotella species</i>	CSPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymatopleura elliptica</i>	CYTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Cymbella affinis</i>	CYA	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella helvetica</i>	CYHV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella laevis</i>	CYLE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Cymbella lanceolata</i>	NAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella mesiana</i>	CYME	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Cymbella minuta</i>	CYMT	5	0	0	0	0	12	0	1	5	0	0	38	0	0	0	2
<i>Cymbella sp</i>	CYS	0	0	0	0	0	3	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella turgida</i>	CYTU	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Denticula kuetzingii</i>	DKU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diadesmis confervacea</i>	NACF	0	87	0	0	0	3	0	36	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Dilponeis subovalis</i>	DS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis elliptica</i>	DIEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis finnica</i>	DF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis parma</i>	DIP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis pseudovalis</i>	DIPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Discotella stelligera</i>	CYCS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Discotella stelligera var. tenuis</i>	DSTT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Distomia moniliformis</i>	DIMO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema silesiacum</i>	CYML	0	29	3	7	0	0	4	0	0	0	0	15	0	0	0	0
<i>Encyonopsis fonticola</i>	CYFO	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia argus</i>	EA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia gibba</i>	RG	0	16	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia smithii</i>	EPST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia turgida</i>	ET	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia zebra</i>	EPZE	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunoti intermedia</i>	EUIN	0	0	0	23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0
<i>Eunotia bilunaris</i>	EUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia denticulata</i>	EUDE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia fallax var fallax</i>	EUFA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	5	187	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia formica</i>	EUFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia glacialis</i>	EUVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia implicata</i>	EPMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia incisa var. incisa</i>	EUIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia monodon</i>	EUMO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia muscicola var. tridentula</i>	EMUT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia naegeli</i>	EUAL	0	0	0	128	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia nymanniana</i>	EUXC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia paludosa</i>	EPAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia parallela</i>	EPAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis</i>	EUP	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pestinalis var undulata</i>	EUPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pseudopectinalis</i>	EUPP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia sp</i>	EUSP	0	0	0	0	0	1	0	3	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Eunotia subarcuatoides</i>	EUSA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia verenis</i>	EUVE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fallacia helensis</i>	NHEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria berolinensis</i>	FRBE	12	86	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria biceps</i>	FBIC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria capucina</i>	FCA	0	125	326	45	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LT 27-11m	LT 32-11m	LT 17-12m	LT 18-12m	D-12s	A2-12s	Lac 17-12s	Lac 15-12s	Lac 14-12s	Lac 13-12s	Lac 11-12s	Lac 4-12s	Lac 32-11s	Lac 30-11s	Lac 27-11s	Lac 20-11s
<i>Fragilaria crotonensis</i>	FCR	0	0	13	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria delicatissima</i>	FRD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria globosa</i>	FRGL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria gracilis</i>	FGRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria heidenii</i>	FIF	4	0	0	0	0	25	189	25	0	4	0	73	0	0	6	40
<i>Fragilaria hungarica</i>	FHUN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria hungarica</i> var. <i>istvanffy</i>	FHIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria nanana</i>	FNN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria nitzschoides</i>	FNIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria</i> sp.	FRS	0	0	0	0	4	1	0	2	2	0	1	0	3	0	0	0
<i>Fragilaria tenera</i>	FT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphoneis clevei</i>	GC	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema affine</i>	GAFF	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	0	7	0	45	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema hebridense</i>	GOH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Gomphonema italicum</i>	GOIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema parvulum</i>	GP	0	45	109	79	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema pseudobohemicum</i>	GOPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema</i> sp	GOSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema struncatum</i>	GOST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphosphenia grovei</i>	GGL	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphosphenia grovei</i> var. <i>lingulatum</i>	GGLI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma acumunatum</i>	GYAC	6	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8
<i>Gyrosigma attenuatum</i>	GYAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma</i> sp	GYS	0	0	0	0	0	3	0	3	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Gyrosigma strigilis</i>	GLIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma wormleyi</i>	GYP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Humidophila schmassmannii</i>	NSMA	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Iconella amphioxys</i>	SAMP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Iconella capronii</i>	SUCA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	6
<i>Luticola cohnii</i>	NCO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Luticola goeppertiana</i>	NGOP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	2	25	26	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff cryptocephala</i>	NCRT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff radiosa</i>	NARA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Navicula clementioides</i>	NCLD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	0	14	0	4	0	0	0	0	0	0	0	13
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	4	43	12	35	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula erifuga</i>	NAER	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula globosa</i>	NGLO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula impexa</i>	NAIM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula proeterita</i>	NPRE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula pseudanglica</i>	NPSE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula rostellata</i>	NARO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	22
<i>Navicula Schroeteri</i>	NACH	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula</i> sp	NS	0	0	0	0	1	2	6	9	0	1	1	0	0	0	3	3
<i>Navicula striolata</i>	NSTT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Navicula subadnata</i>	NASB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula subalpina</i>	NSAP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula viridula</i>	NAVD	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LT 27-11m	LT 32-11m	LT 17-12m	LT 18-12m	D-12s	A2-12s	Lac 17-12s	Lac 15-12s	Lac 14-12s	Lac 13-12s	Lac 11-12s	Lac 4-12s	Lac 32-11s	Lac 30-11s	Lac 27-11s	Lac 20-11s
<i>Navicula viridula</i> var. <i>rostellata</i>	NAVR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula zanoni</i>	NAZO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0
<i>Navigeia decussis</i>	NDEC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navigeia paludosa</i>	NAVP	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium affine</i>	NEAF	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium ampliatus</i>	NEAP	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium dubium</i>	NEDU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium septentrionale</i>	NESE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium</i> sp	NESP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> <<fonticola var. pelagica >>	NFPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia fonticola</i>	NIFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia acidoclinata</i>	NIAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphiboides</i>	ND	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia brevissima</i>	NBRF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia commutata</i>	NTCM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia contricta</i> var. <i>subcontricta</i>	NICS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i> var. <i>bulnheimiana</i>	NBUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia gracilis</i>	NTGR	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia hantzschiana</i>	NIH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia intermedia</i>	NTIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	61	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata</i>	NLAN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata</i> var. <i>minuta</i>	NILM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia linearis</i> var. <i>subtilis</i>	NILS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	0	276	28	47	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	0
<i>Nitzschia paleacea</i>	NIPC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia rosenstockii</i>	NIRS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp	NISP	0	0	0	0	0	2	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0
<i>Nitzschia subacicularis</i>	NISU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia vitrea</i>	NIVT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nupela pennsylvanica</i>	NPNS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Paraplaconeis subplacentula</i>	NSPT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Petroneis humerosa</i>	NAHU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	0	2	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia borealis</i> var. <i>rectangularis</i>	PIBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia brauniana</i>	PBR	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergens</i>	PIDI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia interrupta</i>	PIIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia maior</i>	PIMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia parvulum</i>	PPAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia platycephala</i>	PIPL	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia</i> sp	PNSP	0	0	0	0	0	14	3	0	0	0	0	3	0	0	0	0
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placogeia similis</i>	NASI	0	0	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis clemensis</i>	NCLE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis constans</i>	NCON	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis elginensis</i>	NAEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis gastrum</i>	PLGA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis minor</i>	PLMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LT 27-11m	LT 32-11m	LT 17-12m	LT 18-12m	D-12s	A2-12s	Lac 17-12s	Lac 15-12s	Lac 14-12s	Lac 13-12s	Lac 11-12s	Lac 4-12s	Lac 32-11s	Lac 30-11s	Lac 27-11s	Lac 20-11s
<i>Pleurosigma elongatum</i>	PLEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prestauroneis crucicula</i>	NACRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prestauroneis protracta</i>	NPTA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psammothidium subatomoides</i>	NSB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psammothidium ventrale</i>	NVTR	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	4	1	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	773	0
<i>Pseudostaurosira parasitica</i>	SYPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora americana</i>	NUSA	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora arvensis</i>	NARV	0	6	5	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora auldreekie</i>	SEAU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora laevisima</i>	NAV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora laevisima</i> var <i>laevisima</i>	NAV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora medioconvexa</i>	NAE	2	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora nyassensis</i>	NANY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pseudopupula</i>	SPSE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	2	0	0	0	2	2	1	0	0	0	0	0	0	1	5	0
<i>Sellaphora stroemii</i>	NSTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora submuralis</i>	NAS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora subrotundata</i>	NSO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora vitabunda</i>	NAVI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis acuta</i>	SAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis anceps</i>	SA	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis lundii</i>	SLUN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis nobilis</i>	STNO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis obtusa</i>	SOB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	SPH	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis producta</i>	SPRO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis</i> sp	SSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosira construens</i>	FRAC	80	102	4	4	154	17	28	4	27	165	5	2	10	59	320	20
<i>Staurosirella oldenburgiana</i>	FROL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	4	4	0	1	37	9	1	0	1	6	0	1	0	32	22	8
<i>Stephanodiscus hantzschii</i>	STHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	97	15	2	0	125	93	67	11	27	166	110	51	130	128	71	115
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella robusta</i>	SURO	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella</i> sp.	SUR	0	0	0	0	2	2	2	0	0	2	5	1	1	2	0	6
<i>Surirella suecica</i>	SUSU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella angusta</i>	SUA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
<i>Surirella linearis</i>	SUL	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella ovalis</i>	SUO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella splendida</i>	SUPL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella subsalsa</i>	SSUB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella tenera</i>	SUTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Synédra</i> sp	SYSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira baltica</i>	TSBA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira</i> sp.	TTSP	0	0	0	0	0	3	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Tryblionella angustulata</i>	NANG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella coarctata</i>	NCOA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella levidensis</i>	NILE	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella levidensis</i> var <i>victoriae</i>	NVIC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	0	18	7	26	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i> var <i>acus</i>	FUA	0	0	0	118	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	Lac 17-11s	Lac 10-11s	Lac 4-10s	Chari 10s	KK1-08s	LTa1 2-13 f	LTa2 2-13s	LTa2 2-13f	LTb1 2-13 f	LTb2 2-13s	LTb2 2-13f	LTa1 3-13s	LTa2 4-13s	LTa2 4-13 f	LTb1 4-14 f	LTc1 4-13s
<i>Achnanthes altaica</i>	ACAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes chlidanos</i>	ACHL	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes delicatula</i>	AD	0	0	0	0	95	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes hintzii</i>	AHIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes laterostrata</i>	ACLA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes ploenensis</i>	APL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes sp.</i>	AHSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium exiguum</i>	AEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Actinocyclus sp.</i>	ACTI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia bryophila</i>	NBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia minuscula</i>	NMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia minuscula var. muralis</i>	NMUR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora hartii</i>	AMHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora libyca</i>	AY	0	0	0	0	0	0	2	0	0	8	0	3	16	21	1	0
<i>Amphora ovalis</i>	AMOV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Amphora strigosa</i>	AMST	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ANS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Asterionelle formosa</i>	ASFO	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira alpigena</i>	MDA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira ambigua</i>	MA	0	0	0	0	0	0	0	142	0	0	36	0	0	3	32	5
<i>Aulacoseira canadensis</i>	AUCA	0	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Aulacoseira distans</i>	MD	0	0	0	0	0	0	0	0	31	21	0	2	10	0	34	
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	369	771	5	3	398	649	363	573	139	287	215	369	103	74	23	614
<i>Aulacoseira granulata var. angustissima</i>	MGA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10
<i>Aulacoseira granulata var. valida</i>	MGV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira islandica Morphotype helvetica</i>	AUIS	0	0	0	0	0	25	0	0	0	0	0	14	0	0	0	0
<i>Aulacoseira italica</i>	MI	49	0	0	2	0	6	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira muzzanensis</i>	MEMU	11	0	3	1	6	0	0	0	0	0	3	17	0	0	0	22
<i>Aulacoseira tenuior</i>	AUTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0
<i>Belonastrum berolinense</i>	SYBE	0	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis silicula</i>	CS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis sp</i>	CSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula scutelloides</i>	NSC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula variostrata</i>	NVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cocconeis placentula</i>	COPT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cocconeis placentula var. euglypta</i>	CPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula angusta</i>	NAN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula cuspidata</i>	NCU	0	0	0	0	3	0	0	0	0	3	4	0	0	0	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	0	6	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0
<i>Craticula sp</i>	CSP	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CYSB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos invisitatus</i>	CINV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CDUB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	0	0	0	0	2	0	12	0	6	1	10	7	0	0	0	4
<i>Cyclotella oréolata</i>	CYOR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Cyclotella aff comensis</i>	CAFC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella bodanica var. aff lemanica</i>	CBOL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella comta</i>	CYCM	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meduanae</i>	CMED	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	6	0	12	0	143	0	3	0	5	1	0	0	0	3	43	
<i>Cyclotella sp</i>	CPS	0	0	0	0	0	0	0	0	1	29	0	0	0	0	0	1

Noms des espèces/Echantillons	CODE	Lac 17-11s	Lac 10-11s	Lac 4-10s	Chari 10s	KK1-08s	LTa1 2-13 f	LTa2 2-13s	LTa2 2-13f	LTb1 2-13 f	LTb2 2-13s	LTb2 2-13f	LTa1 3-13s	LTa2 4-13s	LTa2 4-13 f	LTb1 4-14 f	LTc1 4-13s
<i>Cyclotella species</i>	CSPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0
<i>Cymatopleura elliptica</i>	CYTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella affinis</i>	CYA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella helvetica</i>	CYHV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella laevis</i>	CYLE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella lanceolata</i>	NAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella mesiana</i>	CYME	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella minuta</i>	CYMT	0	4	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	1	0	0	0
<i>Cymbella sp</i>	CYS	0	1	4	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella turgida</i>	CYTU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Denticula kuetzingii</i>	DKU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Diadesmis confervacea</i>	NACF	0	0	0	0	14	0	5	0	0	5	0	0	1	0	1	7
<i>Dilponeis subovalis</i>	DS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis elliptica</i>	DIEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis finnica</i>	DF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Dilponeis parva</i>	DIP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Dilponeis pseudovalis</i>	DIPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Discotella stelligera</i>	CYCS	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Discotella stelligera var. tenuis</i>	DSTT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Distomia moniliformis</i>	DIMO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Encyonema silesiacum</i>	CYML	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonopsis fonticola</i>	CYFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia argus</i>	EA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia gibba</i>	RG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia smithii</i>	EPST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Epithemia turgida</i>	ET	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia zebra</i>	EPZE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunoti intermedia</i>	EUIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia bilunaris</i>	EUL	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia denticulata</i>	EUDE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia fallax var fallax</i>	EUFA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	1	0	0	0
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia formica</i>	EUFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0
<i>Eunotia glacialis</i>	EUVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia implicata</i>	EPMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Eunotia incisa var. incisa</i>	EUIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia monodon</i>	EUMO	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia muscicola var. tridentula</i>	EMUT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0
<i>Eunotia naegeli</i>	EUAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia nymanniana</i>	EUXC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia paludosa</i>	EPAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia parallela</i>	EPAR	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis</i>	EUP	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis var undulata</i>	EUPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pseudopectinalis</i>	EUPP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia sp</i>	EUSP	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia subarcuatoidea</i>	EUSA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia verenis</i>	EUVE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fallacia helensis</i>	NHEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria berolinensis</i>	FRBE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Fragilaria biceps</i>	FBIC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria capucina</i>	FCA	0	0	0	3	1	0	0	53	1	1	0	0	0	56	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	Lac 17-11s	Lac 10-11s	Lac 4-10s	Chari 10s	KK1-08s	LTa1 2-13 f	LTa2 2-13s	LTa2 2-13f	LTb1 2-13 f	LTb2 2-13s	LTb2 2-13f	LTa1 3-13s	LTa2 4-13s	LTa2 4-13 f	LTb1 4-14 f	LTc1 4-13s
<i>Fragilaria crotonensis</i>	FCR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria delicatissima</i>	FRD	0	0	0	0	0	60	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria globosa</i>	FRGL	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria gracilis</i>	FGRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria heidenii</i>	FIF	254	14	0	0	6	0	0	0	20	0	0	3	1	1	0	0
<i>Fragilaria hungarica</i>	FHUN	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria hungarica</i> var. <i>istvanffy</i>	FHIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Fragilaria nanana</i>	FNN	0	0	0	0	0	0	0	23	0	0	44	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria nitzschioides</i>	FNIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria</i> sp.	FRS	0	0	0	0	1	7	0	10	0	0	12	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria tenera</i>	FT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Gomphonopsis clevei</i>	GC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema affine</i>	GAFF	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema hebridense</i>	GOH	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema italicum</i>	GOIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema parvulum</i>	GP	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	7
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	0
<i>Gomphonema pseudobohemicum</i>	GOPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema</i> sp.	GOSP	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0	1	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema truncatum</i>	GOST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphosphenia grovei</i>	GGL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphosphenia grovei</i> var. <i>lingulatum</i>	GGLI	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma acuminatum</i>	GYAC	6	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma attenuatum</i>	GYAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma</i> sp.	GYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Gyrosigma strigilis</i>	GLIS	0	0	0	0	0	0	0	1	10	3	10	0	4	0	0	3
<i>Gyrosigma wormleyi</i>	GYPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	1
<i>Humidophila schmassmannii</i>	NSMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Iconella amphioxys</i>	SAMP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0	0	0
<i>Iconella capronii</i>	SUCA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Luticola cohnii</i>	NCO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Luticola goeppertiana</i>	NGOP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff. cryptocephala</i>	NCRT	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff. radiosa</i>	NARA	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula clementioides</i>	NCLD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	8	0	0	0
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula erifuga</i>	NAER	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula globosa</i>	NGLO	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula impexa</i>	NAIM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula proeterita</i>	NPRE	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula pseudanglica</i>	NPSE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Navicula rostellata</i>	NARO	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula schroeteri</i>	NACH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula</i> sp.	NS	3	0	1	8	0	1	2	6	1	1	1	1	2	0	0	0
<i>Navicula striolata</i>	NSTT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula subadnata</i>	NASB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula subalpina</i>	NSAP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula viridula</i>	NAVD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	Lac 17-11s	Lac 10-11s	Lac 4-10s	Chari 10s	KK1-08s	LTa1 2-13 f	LTa2 2-13s	LTa2 2-13f	LTb1 2-13 f	LTb2 2-13s	LTb2 2-13f	LTa1 3-13s	LTa2 4-13s	LTa2 4-13 f	LTb1 4-14 f	LTc1 4-13s
<i>Navicula viridula</i> var. <i>rostellata</i>	NAVR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula zanonii</i>	NAZO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navigeia decussis</i>	NDEC	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navigeia paludosa</i>	NAVp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium affine</i>	NEAF	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium ampliatus</i>	NEAP	0	0	0	0	0	0	0	5	2	0	0	1	0	0	0	0
<i>Neidium dubium</i>	NEDU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium septentrionale</i>	NESE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium</i> sp	NESP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> <<fonticola var. <i>pelagica</i> >>	NFPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Nitzschia fonticola</i>	NIFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia acidoclinata</i>	NIAC	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphiboides</i>	ND	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia brevissima</i>	NBRF	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia commutata</i>	NTCM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia constricta</i> var. <i>subconstricta</i>	NICS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i> var. <i>bulnheimiana</i>	NBUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0
<i>Nitzschia gracilis</i>	NTGR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia hantzschiana</i>	NIH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia intermedia</i>	NIIT	0	1	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata</i>	NLAN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata</i> var. <i>minuta</i>	NILM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia linearis</i> var. <i>subtilis</i>	NILS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	384	6	39	0	0	0	3	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Nitzschia paleacea</i>	NIPC	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia rosenstockii</i>	NIRS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp	NISP	1	0	12	0	0	0	3	0	1	0	0	0	0	0	2	0
<i>Nitzschia subacicularis</i>	NISU	0	0	1	0	0	3	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Nitzschia vitrea</i>	NIVT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nupela pennsylvanica</i>	NPNS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Paraplaconeis subplacentula</i>	NSPT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Petroneis humerosa</i>	NAHU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia borealis</i> var. <i>rectangularis</i>	PIBR	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia brauniana</i>	PBR	0	1	0	0	0	0	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergens</i>	PIDI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	14	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia interrupta</i>	PIIT	1	0	0	0	0	0	0	4	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia maior</i>	PIMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	2	0	6	1	0	0	0	1	2	0	0	8	0	0	0	1
<i>Pinnularia parvulum</i>	PPAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia platycephala</i>	PIPL	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia</i> sp	PNSP	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placogeia similis</i>	NASI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	0	0	0	0
<i>Placoneis clemensis</i>	NCLE	0	0	0	0	0	0	2	0	4	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis constans</i>	NCON	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis elginensis</i>	NAEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Placoneis gastrum</i>	PLGA	0	0	0	0	0	0	2	0	6	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis minor</i>	PLMI	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	Lac 17-11s	Lac 10-11s	Lac 4-10s	Chari 10s	KK1-08s	LTa1 2-13 f	LTa2 2-13s	LTa2 2-13f	LTb1 2-13 f	LTb2 2-13s	LTb2 2-13f	LTa1 3-13s	LTa2 4-13s	LTa2 4-13 f	LTb1 4-14 f	LTc1 4-13s
<i>Pleurosigma elongatum</i>	PLEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prestauroneis crucicula</i>	NACRU	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prestauroneis protracta</i>	NPTA	0	0	0	0	0	0	0	1	0	2	0	0	4	0	0	0
<i>Psammothidium subatomoides</i>	NSB	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psammothidium ventrale</i>	NVTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	0	0	0	3	0	0	14	2	13	8	0	0	0	9	13
<i>Pseudostaurosira parasitica</i>	SYPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Sellaphora americana</i>	NUSA	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	3	4	0	0	0
<i>Sellaphora arvensis</i>	NARV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora auldreekie</i>	SEAU	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora laevisissima</i>	NAV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0
<i>Sellaphora laevisissima</i> var <i>laevisissima</i>	NAV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora medioconvexa</i>	NAE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora nyassensis</i>	NANY	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pseudopupula</i>	SPSE	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	0	2	12	0	2	0	1	6	0	0	0	4	0	0	1	1
<i>Sellaphora stroemii</i>	NSTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora submuralis</i>	NAS	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora subrotundata</i>	NSO	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora vitabunda</i>	NAVI	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis acuta</i>	SAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Stauroneis anceps</i>	SA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Stauroneis lundii</i>	SLUN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Stauroneis nobilis</i>	STNO	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis obtusa</i>	SOB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	SPH	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis producta</i>	SPRO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis sp</i>	SSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosira construens</i>	FRAC	0	0	128	1	3	0	101	28	6	21	4	0	0	4	27	5
<i>Staurosirella oldenburgiana</i>	FROL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	4	2	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	13	0	63	0	1	0	46	18	0	6	15	3	0	1	11	7
<i>Stephanodiscus hantzschii</i>	STHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	0	1	2	1	35	0	37	12	1	30	12	0	1	23	8	14
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella robusta</i>	SURO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella sp.</i>	SUR	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Surirella suecica</i>	SUSU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella angusta</i>	SUA	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella linearis</i>	SUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella ovalis</i>	SUO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella splendida</i>	SUPL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella subsalsa</i>	SSUB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella tenera</i>	SUTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synédra sp</i>	SYSP	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira baltica</i>	TSBA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0
<i>Thalassiosira sp.</i>	TTSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella angustulata</i>	NANG	0	0	0	0	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella coarctata</i>	NCOA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella levidensis</i>	NILE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	1	0
<i>Tryblionella levidensis</i> var <i>victoriae</i>	NVIC	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i> var <i>acus</i>	FUA	0	0	0	0	0	29	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LTa1 6-13s	LTa2 6-13s	LTa1 7-13s	LTa1 8-13s	LTa1 10-13s	LTa1 11-13s	LTa1 12-13s	LTa1 1-14s	LTb1 2-14s	LTb2 2-14s	LTa1 3-14s	LTa1 4-14s	LTa1 5-14s	LTa1 7-14s	LTa2 7-14s	LTa1 8-14s
<i>Achnanthes altaica</i>	ACAL	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes chlidanos</i>	ACHL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes delicatula</i>	AD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes hintzii</i>	AHIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes laterostrata</i>	ACLA	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes ploenensis</i>	APL	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes sp.</i>	AHSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium exiguum</i>	AEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Actinocyclus sp.</i>	ACTI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia bryophila</i>	NBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Adlafia minuscula</i>	NMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Adlafia minuscula var. muralis</i>	NMUR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora hartii</i>	AMHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora libyca</i>	AY	0	16	3	7	0	38	0	8	0	1	0	28	47	1	4	33
<i>Amphora ovalis</i>	AMOV	1	9	1	34	101	21	6	5	0	0	0	0	11	0	0	4
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0
<i>Amphora strigosa</i>	AMST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomooneis sphaerophora</i>	ANS	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Asterionelle formosa</i>	ASFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira alpigena</i>	MDA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira ambigua</i>	MA	1	16	0	3	0	0	0	0	28	20	32	0	0	16	16	14
<i>Aulacoseira canadensis</i>	AUCA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira distans</i>	MD	6	0	0	0	0	0	0	0	2	49	0	0	0	0	16	0
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	190	118	140	158	152	226	179	329	255	333	152	111	235	246	410	200
<i>Aulacoseira granulata var. angustissima</i>	MGA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata var. valida</i>	MGV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira islandica Morphotype helvetica</i>	AUIS	30	14	0	0	0	0	0	0	4	34	8	0	10	18	0	0
<i>Aulacoseira italica</i>	MI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	163	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira muzzanensis</i>	MEMU	0	5	0	0	0	0	17	0	0	6	0	2	9	0	0	0
<i>Aulacoseira tenuior</i>	AUTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Belonastrum berolinense</i>	SYBE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis silicula</i>	CS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis sp</i>	CSP	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula scutelloides</i>	NSC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula variostriata</i>	NVA	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cocconeis placentula</i>	COPT	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Cocconeis placentula var. euglypta</i>	CPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula angusta</i>	NAN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Craticula cuspidata</i>	NCU	0	0	2	0	1	1	0	0	3	0	0	1	1	0	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula sp</i>	CSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CYSB	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos invisitatus</i>	CINV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CDUB	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	7	10	2	5	4	2	2	2	4	0	5	8	10	17	29	18
<i>Cyclotella oréolata</i>	CYOR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella aff comensis</i>	CAFC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella bodanica var. aff lemanica</i>	CBOL	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella comta</i>	CYCM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meduanae</i>	CMED	0	0	0	0	0	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0	0	3	0	2	0	0
<i>Cyclotella sp</i>	CPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LTa1 6-13s	LTa2 6-13s	LTa1 7-13s	LTa1 8-13s	LTa1 10-13s	LTa1 11-13s	LTa1 12-13s	LTa1 1-14s	LTb1 2-14s	LTb2 2-14s	LTa1 3-14s	LTa1 4-14s	LTa1 5-14s	LTa1 7-14s	LTa2 7-14s	LTa1 8-14s
<i>Cyclotella species</i>	CSPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymatopleura elliptica</i>	CYTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella affinis</i>	CYA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella helvetica</i>	CYHV	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella laevis</i>	CYLE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella lanceolata</i>	NAL	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella mesiana</i>	CYME	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella minuta</i>	CYMT	0	0	2	0	2	0	0	0	0	1	0	0	5	0	1	1
<i>Cymbella sp</i>	CYS	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella turgida</i>	CYTU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Denticula kuetzingii</i>	DKU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diadesmis confervacea</i>	NACF	0	4	0	1	0	15	1	12	0	0	0	2	11	0	3	2
<i>Dilponeis subovalis</i>	DS	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis elliptica</i>	DIEL	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0
<i>Dilponeis finnica</i>	DF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Dilponeis parma</i>	DIP	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dilponeis pseudovalis</i>	DIPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Discotella stelligera</i>	CYCS	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	3	0	0	2
<i>Discotella stelligera</i> var. <i>tenuis</i>	DSTT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Distomia moniliformis</i>	DIMO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema silesiacum</i>	CYML	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonopsis fonticola</i>	CYFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia argus</i>	EA	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Epithemia gibba</i>	RG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia smithii</i>	EPST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia turgida</i>	ET	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia zebra</i>	EPZE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunoti intermedia</i>	EUIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia bilunaris</i>	EUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia denticulata</i>	EUDE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Eunotia fallax</i> var. <i>fallax</i>	EUFA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia formica</i>	EUFO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia glacialis</i>	EUVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Eunotia implicata</i>	EPMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia incisa</i> var. <i>incisa</i>	EUIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	2
<i>Eunotia monodon</i>	EUMO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia muscicola</i> var. <i>tridentula</i>	EMUT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia naegeli</i>	EUAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia nymanniana</i>	EUXC	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia paludosa</i>	EPAL	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Eunotia parallela</i>	EPAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis</i>	EUP	0	0	2	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis</i> var. <i>undulata</i>	EUPU	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pseudopectinalis</i>	EUPP	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia sp</i>	EUSP	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0
<i>Eunotia subarcuatoides</i>	EUSA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Eunotia verenis</i>	EUVE	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fallacia helensis</i>	NHEL	0	2	2	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Fragilaria berlinensis</i>	FRBE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria biceps</i>	FBIC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria capucina</i>	FCA	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LTa1 6-13s	LTa2 6-13s	LTa1 7-13s	LTa1 8-13s	LTa1 10-13s	LTa1 11-13s	LTa1 12-13s	LTa1 1-14s	LTb1 2-14s	LTb2 2-14f	LTa1 3-14s	LTa1 4-14s	LTa1 5-14s	LTa1 7-14s	LTa2 7-14s	LTa1 8-14s
<i>Fragilaria crotonensis</i>	FCR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria delicatissima</i>	FRD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria globosa</i>	FRGL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria gracilis</i>	FGRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria heidenii</i>	FIF	9	0	0	0	0	0	0	0	11	0	8	0	0	11	0	0
<i>Fragilaria hungarica</i>	FHUN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria hungarica</i> var. <i>istvanffy</i>	FHIS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria nanana</i>	FNN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria nitzschoides</i>	FNIT	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria</i> sp.	FRS	0	0	1	0	0	0	0	0	0	2	0	0	3	0	0	0
<i>Fragilaria tenera</i>	FT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphoneis clevei</i>	GC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema affine</i>	GAFF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	0	0	1	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema hebridense</i>	GOH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema italicum</i>	GOIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema parvulum</i>	GP	0	0	0	5	7	2	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema pseudoboehemicum</i>	GOPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema</i> sp.	GOSP	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	0	0
<i>Gomphonema truncatum</i>	GOST	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Gomposphenia grovei</i>	GGL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomposphenia grovei</i> var. <i>lingulatum</i>	GGLI	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Gyrosigma acuminatum</i>	GYAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma attenuatum</i>	GYAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma</i> sp.	GYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma strigilis</i>	GLIS	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	5	4	0	6	0
<i>Gyrosigma wormleyi</i>	GYPA	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Humidophila schmassmannii</i>	NSMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Iconella amphioxys</i>	SAMP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Iconella capronii</i>	SUCA	1	0	0	0	0	0	0	8	0	64	0	0	0	0	0	0
<i>Luticola cohnii</i>	NCO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Luticola goeppertiana</i>	NGOP	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff. cryptocephala</i>	NCRT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff. radiosa</i>	NARA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula clementioides</i>	NCLD	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula erifuga</i>	NAER	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula globosa</i>	NGLO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula impexa</i>	NAIM	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula proeterita</i>	NPRE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula pseudanglica</i>	NPSE	0	0	0	6	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula rostellata</i>	NARO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula schroeteri</i>	NACH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula</i> sp.	NS	0	0	3	0	5	0	0	4	2	0	0	4	3	3	2	0
<i>Navicula striolata</i>	NSTT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula subadnata</i>	NASB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula subalpina</i>	NSAP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula viridula</i>	NAVD	3	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LTa1 6-13s	LTa2 6-13s	LTa1 7-13s	LTa1 8-13s	LTa1 10-13s	LTa1 11-13s	LTa1 12-13s	LTa1 1-14s	LTb1 2-14s	LTb2 2-14f	LTa1 3-14s	LTa1 4-14s	LTa1 5-14s	LTa1 7-14s	LTa2 7-14s	LTa1 8-14s
<i>Navicula viridula</i> var. <i>rostellata</i>	NAVR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Navicula zanonii</i>	NAZO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navigeia decussis</i>	NDEC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navigeia paludosa</i>	NAVPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium affine</i>	NEAF	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium ampliatus</i>	NEAP	0	1	8	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Neidium dubium</i>	NEDU	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium septentrionale</i>	NESE	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium</i> sp	NESP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> <<fonticola var. pelagica>>	NFPE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia fonticola</i>	NIFO	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia acidoclinata</i>	NIAC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphiboides</i>	ND	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Nitzschia brevissima</i>	NBRF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia commutata</i>	NTCM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia constricta</i> var. <i>subcontracta</i>	NICS	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i> var. <i>bulnheimiana</i>	NBUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia gracilis</i>	NTGR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia hantzschiana</i>	NIH	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia intermedia</i>	NTIT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata</i>	NLAN	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lanceolata</i> var. <i>minuta</i>	NILM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	0	0
<i>Nitzschia linearis</i> var. <i>subtilis</i>	NILS	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	0	0	0	0	1	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia paleacea</i>	NIPC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia rosenstockii</i>	NIRS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp	NISP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia subacicularis</i>	NISU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia vitrea</i>	NIVT	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nupela pennsylvanica</i>	NPNS	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Paraplaconeis subplacentula</i>	NSPT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Petroneis humerosa</i>	NAHU	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	1	0	0	0	1	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia borealis</i> var. <i>rectangularis</i>	PIBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia brauniana</i>	PBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergens</i>	PIDI	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	1	0	0
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	0	1	10	0	0	2	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia interrupta</i>	PIIT	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia maior</i>	PIMA	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	3	0	0	1	0	0
<i>Pinnularia parvulum</i>	PPAR	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia platycephala</i>	PIPL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia</i> sp	PNSP	0	1	0	0	0	3	0	0	0	0	4	1	1	0	0	0
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	4	0	2	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Placogeia similis</i>	NASI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis clemensis</i>	NCLE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0
<i>Placoneis constans</i>	NCON	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	0
<i>Placoneis elginensis</i>	NAEL	0	0	0	0	0	0	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis gastrum</i>	PLGA	2	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Placoneis minor</i>	PLMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	CODE	LTa1 6-13s	LTa2 6-13s	LTa1 7-13s	LTa1 8-13s	LTa1 10-13s	LTa1 11-13s	LTa1 12-13s	LTa1 1-14s	LTb1 2-14s	LTb2 2-14f	LTa1 3-14s	LTa1 4-14s	LTa1 5-14s	LTa1 7-14s	LTa2 7-14s	LTa1 8-14s
<i>Pleurosigma elongatum</i>	PLEL	0	0	12	10	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prestauroneis crucicula</i>	NACRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prestauroneis protracta</i>	NPTA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Psammothidium subatomoides</i>	NSB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psammothidium ventrale</i>	NVTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	0	0	0	1	0	15	0	0	0	0	10	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira parasitica</i>	SYPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Sellaphora americana</i>	NUSA	2	0	0	6	8	0	2	1	0	0	4	4	0	0	6	0
<i>Sellaphora arvensis</i>	NARV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora auldreekie</i>	SEAU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora laevisissima</i>	NAV	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	2	0	0	0	6	0
<i>Sellaphora laevisissima</i> var <i>laevisissima</i>	NAV	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0
<i>Sellaphora medioconvexa</i>	NAE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora nyassensis</i>	NANY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pseudopupula</i>	SPSE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	0	0	6	5	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
<i>Sellaphora stroemii</i>	NSTR	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora submuralis</i>	NAS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora subrotundata</i>	NSO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora vitabunda</i>	NAVI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis acuta</i>	SAC	0	0	3	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis anceps</i>	SA	0	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis lundii</i>	SLUN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis nobilis</i>	STNO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis obtusa</i>	SOB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	SPH	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis producta</i>	SPRO	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis</i> sp	SSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0
<i>Staurosira construens</i>	FRAC	6	8	5	5	9	1	21	4	7	0	10	20	1	1	0	0
<i>Staurosirella oldenburgiana</i>	FROL	5	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	1	2	1	1	1	0	10	2	0	0	5	11	13	0	0	0
<i>Stephanodiscus hantzschii</i>	STHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	7	11	11	12	10	12	30	1	17	0	17	26	25	7	0	0
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella robusta</i>	SURO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella</i> sp.	SUR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella suecica</i>	SUSU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	17	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella angusta</i>	SUA	0	0	0	0	0	0	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella linearis</i>	SUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella minuta</i>	SUMI	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella ovalis</i>	SUO	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella splendida</i>	SUPL	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0
<i>Surirella subsalsa</i>	SSUB	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Surirella tenera</i>	SUTE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synédra</i> sp	SYSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira baltica</i>	TSBA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira</i> sp.	TTSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella angustulata</i>	NANG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella coarctata</i>	NCOA	0	0	0	2	0	0	4	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella levidensis</i>	NILE	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tryblionella levidensis</i> var <i>victoriae</i>	NVIC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	2	0	0	0	3	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i> var <i>acus</i>	FUA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Annexe 3 : Tableau des espèces de diatomées exprimées en abondance absolue déterminées dans les lacs d'Ounianga

Noms des espèces\Echantillons	Code	Agou-Bm	Ardj-A2m	Bed-Bm	Bok-Bm	Dja-Am	Fo-Cm	Mioj-Bm	Mioj-Cm	Yoa-A1m	Yoa-A2m	Yoa-A3m	Yoa-A3m1	Yoa-Cm	EDI2-16
<i>Achnanthes acares</i>	ACA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	18	0	0	0	0
<i>Achnanthes aff. saccula</i>	ACAS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes minutissima affinis</i>	AMIA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes species</i>	AHSP	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium exile</i>	ACEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium minutissimum jackii</i>	AMIJ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium minutissimum</i>	AMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	75
<i>Achnanthidium neomicrocephalum</i>	ANEM	0	0	0	0	263	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium sp.</i>	ATSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium straubianum</i>	ASTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia bryophila</i>	NBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora aff. Commutata</i>	ACOM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora eximia</i>	AMEM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora lybica</i>	AY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora veneta</i>	AMVN	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ANS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ASPP	0	2	0	0	0	5	2	0	53	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora costata</i>	ANSC	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira distans</i>	MD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	1	0	1	55	2	1	0	1	0	9	0	0	0	0
<i>Aulacoseira italica</i>	MI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Brachysira neoexilis</i>	BREX	0	0	0	0	31	0	0	0	0	0	0	0	0	12
<i>Brachysira serians</i>	ASE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Brachysira vitrea</i>	BRVI	6	0	36	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis aerophila</i>	CAEP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis bacillum</i>	CAB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0	0	0
<i>Caloneis silicula</i>	CS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis sp.</i>	CSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Campylodiscus clypeus</i>	CAMPY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula variostrata</i>	NVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Craticula ambigua</i>	CRAM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula elkab</i>	CEL	255	0	209	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	2	635	1	0	1	424	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula subhalophila</i>	NSBH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CDUB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella cyclopuncta</i>	CYCL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella hakanssoniae</i>	CYHK	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	2	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0
<i>Cyclotella sp.</i>	CPS	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella affinis</i>	CYA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella cymbiformis</i>	CYY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Cymbella lanceolata</i>	NAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella microcephala</i>	ENCY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella pusilla</i>	CYMP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella simonsenii</i>	CYSM	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella species</i>	CYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella subaequalis</i>	CYAE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diadesmis confervacea</i>	NACF	0	0	0	0	0	0	1	0	0	26	0	0	0	0

Noms des espèces\Echantillons	Code	Agou-Bm	Ardj-A2m	Bed-Bm	Bok-Bm	Dja-Am	Fo-Cm	Mioj-Bm	Mioj-Cm	Yoa-A1m	Yoa-A2m	Yoa-A3m	Yoa-A3m1	Yoa-Cm	EDI2-16
<i>Diploneis elliptica</i>	DIEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis parma</i>	DIP	0	0	1	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis species</i>	DSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis subconstricta</i>	DISB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema minutum</i>	ENMI	2	0	0	1	305	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema silesiacum</i>	ENSI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Encyonema subminutum</i>	ENSU	0	0	0	171	0	0	0	0	0	0	0	0	0	56
<i>Encyonema turgidula</i>	ENTU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Epithemia adnata</i>	EZ	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia argus</i>	EA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Epithemia argus alpestris</i>	EAA	0	0	0	0	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia sp</i>	EPSP	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Eunotia paludosa</i>	EPAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis minor</i>	EUPM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia praerupta</i>	EUPR	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia septentrionalis</i>	EUSE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	0	0	0
<i>Eunotia sp.</i>	EUSP	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0
<i>Fallacia helensis</i>	NHEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria sp.</i>	FRS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria tenera</i>	FT	0	0	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema angustum</i>	GOMI	135	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	50
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	1	0	3	17	0	0	0	0	0	0	1	0	0	12
<i>Gomphonema minusculum</i>	GMIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema parvulum</i>	GP	0	0	0	0	8	0	0	3	0	15	0	1	0	0
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	19	0	0	0	0
<i>Gomphonema sp.</i>	GOSP	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema vibrio</i>	GOVB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Halamphora coffeaeformis</i>	HACO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Halamphora holsatica</i>	AMHO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Halamphora sp</i>	HASP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Humidophila schmassmannii</i>	NSMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	62	0	8	0	0
<i>Lemnicola exigua</i>	AEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	57	0	5	0	0
<i>Lemnicola exigua var. exigua</i>	AEXA	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lyrela lyroides</i>	LYL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia baltica</i>	MABL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia smithii</i>	MASM	0	0	527	59	69	1	0	0	0	0	0	0	0	51
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff pupula</i>	NAPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula capitatoradiata</i>	NATT	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cincta</i>	NCI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	87	0	113	19	6	0	0	0	0	0	0	0	0	43
<i>Navicula expecta</i>	NEXP	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula germainii</i>	NAGR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces\Echantillons	Code	Agou-Bm	Ardj-A2m	Bed-Bm	Bok-Bm	Dja-Am	Fo-Cm	Mioj-Bm	Mioj-Cm	Yoa-A1m	Yoa-A2m	Yoa-A3m	Yoa-A3m1	Yoa-Cm	EDI2-16
<i>Navicula globulifera</i>	NAGL	0	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula leptostriata</i>	NLEP	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula oblonga</i>	NAOB	6	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	1	0	14	17	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Navicula radiosa radiosa</i>	NRRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula sp.</i>	NS	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Navicula veneta</i>	NAVE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Navicula viridula rostellata</i>	NAVR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicymbella pusilla</i>	NCPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium dubium</i>	NEDU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	17	0	0	0
<i>Nitzschia amphibioides</i>	ND	0	0	0	2	11	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia elegantula</i>	NIG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	46	0
<i>Nitzschia frustulum frustulum</i>	NFRF	5	0	0	0	0	0	0	0	0	183	0	0	0	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Nitzschia microcephala</i>	NIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	0	0
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia pusilla</i>	NIPS	0	0	2	6	0	523	1119	1259	345	107	0	8	554	0
<i>Nitzschia sp.</i>	NISP	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Pinnularia gibba mesogogyia</i>	PIGM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia sp.</i>	PNSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia viridis</i>	PIVI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planothidium engelbrechtii</i>	ACEN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psammothidium grischunum</i>	AGRI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	FREL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia accuminata</i>	RHAC	0	0	0	0	7	0	0	0	859	0	12	0	322	4
<i>Rhopalodia gibba</i>	RG	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibba gibba</i>	RHGG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Rhopalodia gibba var parallela</i>	RHGP	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibberula</i>	RHGI	0	0	0	0	0	81	0	0	0	4	0	9	0	0
<i>Rhopalodia rupestris</i>	RORU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pseudoventralis</i>	NPEU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	0	0	0	2	0	0	0	1	0	117	0	1	0	1
<i>Sellaphora schadei</i>	NCHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora seminulum</i>	NSM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	460	621	0	0
<i>Sellaphora stroemii</i>	NSTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Stauroneis kriegei</i>	SK	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	270	333	0	0
<i>Staurophora sp</i>	STPS	3	0	3	317	0	0	97	220	9	0	0	0	0	0
<i>Staurosira pseudoconstruens</i>	FPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	18	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Stephanodiscus sp.</i>	STSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	1	0	0	19	0	0	0	0	0	0	0	0	0	205

Noms des espèces/Echantillons	Code	AGI2-16	BKI1-16	AGI1-15	AGI1-16	AGI3-16	ARJ1-16	BED1-16	BKI2-16	DJ1-16	ED1-16	FOR1-16	FOR2-16	JAB1-16	JAB2-16
<i>Achnanthes acares</i>	ACA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes aff. saccula</i>	ACAS	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes minutissima affinis</i>	AMIA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes species</i>	AHSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium exile</i>	ACEX	0	0	0	0	0	0	0	32	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium minutissimum jackii</i>	AMJ	0	0	0	0	0	0	0	273	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium minutissimum</i>	AMI	0	3	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium neomicrocephalum</i>	ANEM	0	0	0	0	0	0	0	27	151	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium sp.</i>	ATSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium straubianum</i>	ASTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Adlafia bryophila</i>	NBR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora aff. Commutata</i>	ACOM	0	0	0	0	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora eximia</i>	AMEM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora lybica</i>	AY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	2	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
<i>Amphora veneta</i>	AMVN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ANS	0	0	0	0	0	10	1	0	0	0	0	3	95	11
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ASPP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora costata</i>	ANSC	0	0	0	0	0	97	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira distans</i>	MD	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	0	411	0	0	4	3	0	49	0	4	8	0	0	0
<i>Aulacoseira italica</i>	MI	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Brachysira neoexilis</i>	BREX	5	3	34	3	0	0	1	1	49	43	0	0	0	0
<i>Brachysira serians</i>	ASE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Brachysira vitrea</i>	BRVI	0	0	0	20	18	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Caloneis aerophila</i>	CAEP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis bacillum</i>	CAB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis silicula</i>	CS	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Caloneis sp.</i>	CSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Campylodiscus clypeus</i>	CAMPY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	326	0	0	0
<i>Cavinula variostrata</i>	NVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula ambigua</i>	CRAM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula elkab</i>	CEL	0	0	246	0	0	63	0	15	0	58	0	363	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula subhalophila</i>	NSBH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CDUB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Cyclotella cyclopuncta</i>	CYCL	0	4	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella hakanssoniae</i>	CYHK	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	23	0	3	6	41	1	0	0	7	0	97	1	0	0
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella sp.</i>	CPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella affinis</i>	CYA	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella cymbiformis</i>	CYY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella lanceolata</i>	NAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella microcephala</i>	ENCY	0	0	0	0	0	0	0	51	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella pusilla</i>	CYMP	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella simonsenii</i>	CYSM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella species</i>	CYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella subaequalis</i>	CYAE	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Diademesmis confervacea</i>	NACF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	Code	AGI2-16	BK11-16	AGI1-15	AGI1-16	AGI3-16	ARJ11-16	BED11-16	BK12-16	DJ11-16	EDI1-16	FOR11-16	FOR12-16	JAB11-16	JAB12-16
<i>Diploneis elliptica</i>	DIEL	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis parma</i>	DIP	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis species</i>	DSP	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis subconstricta</i>	DISB	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema minutum</i>	ENMI	0	0	0	121	98	0	0	1	158	0	2	0	0	0
<i>Encyonema silesiacum</i>	ENSI	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema subminutum</i>	ENSU	0	6	0	624	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Encyonema turgidula</i>	ENTU	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia adnata</i>	EZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia argus</i>	EA	0	2	0	2	0	0	0	1	0	167	0	0	0	0
<i>Epithemia argus alpestris</i>	EAA	0	0	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia sp</i>	EPSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	25	0	0	0	0	0
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia paludosa</i>	EPAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis minor</i>	EUPM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia praeurupta</i>	EUPR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia septentrionalis</i>	EUSE	0	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia sp.</i>	EUSP	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Fallacia helensis</i>	NHEL	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria sp.</i>	FRS	0	0	0	2	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria tenera</i>	FT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema angustum</i>	GOMI	5	0	0	0	67	0	0	0	46	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	11	0	0	0	0	7	0	19	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema minusculum</i>	GMIN	0	0	28	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema parvulum</i>	GP	0	0	0	0	3	12	2	0	12	0	13	0	0	0
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0
<i>Gomphonema sp.</i>	GOSP	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema vibrio</i>	GOVB	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Halamphora coffeaeformis</i>	HACO	0	0	8	31	0	5	0	0	0	0	0	31	0	0
<i>Halamphora holsatica</i>	AMHO	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Halamphora sp</i>	HASP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Humidophila schmassmannii</i>	NSMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lemnicola exigua</i>	AEX	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lemnicola exigua var. exigua</i>	AEXA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lyrela lyroides</i>	LYL	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia baltica</i>	MABL	0	0	0	42	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia smithii</i>	MASM	423	20	44	140	58	0	492	26	32	335	0	0	0	0
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula aff pupula</i>	NAPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula capitatoradiata</i>	NATT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cincta</i>	NCI	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	1	5	63	64	29	0	6	6	60	13	0	1	0	0
<i>Navicula exspecta</i>	NEXP	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula germainii</i>	NAGR	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Noms des espèces/Echantillons	Code	AGI2-16	BK11-16	AGI1-15	AGI1-16	AGI3-16	ARJ11-16	BED11-16	BK12-16	DJ11-16	EDI1-16	FOR11-16	FOR12-16	JAB11-16	JAB12-16
<i>Navicula globulifera</i>	NAGL	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula leptostriata</i>	NLEP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula oblonga</i>	NAOB	11	0	10	3	275	0	19	1	3	0	1	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	4	19	1	0	0	0	2	17	2	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa radiosa</i>	NRRA	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula sp.</i>	NS	0	0	5	0	7	0	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Navicula veneta</i>	NAVE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula viridula rostellata</i>	NAVR	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicymbella pusilla</i>	NCPU	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium dubium</i>	NEDU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	3	0	3	3	0	10	0	0	1	3	28	0	0	4
<i>Nitzschia amphibioides</i>	ND	0	0	0	0	42	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia elegantula</i>	NIG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum frustulum</i>	NFRF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia microcephala</i>	NIMI	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	0	0	0	0	0	0	8	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia pusilla</i>	NIPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	124	377	695
<i>Nitzschia sp.</i>	NISP	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0	0	0	0
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	0	0	0	0
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia gibba mesogogyia</i>	PIGM	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia sp.</i>	PNSP	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia viridis</i>	PIVI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planothidium engelbrechtii</i>	ACEN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psammothidium grischunum</i>	AGRI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	3	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	FREL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia accuminata</i>	RHAC	0	0	25	0	0	2	0	0	0	0	6	0	0	4
<i>Rhopalodia gibba</i>	RG	0	0	0	0	0	1	0	0	6	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibba gibba</i>	RHGG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibba var parallela</i>	RHGP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibberula</i>	RHGI	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	55	0	0
<i>Rhopalodia rupestris</i>	RORU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	0	0
<i>Sellaphora pseudoventralis</i>	NPEU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	0	1	1	0	0	0	1	0	0	5	0	0	0	0
<i>Sellaphora schadei</i>	NCHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora seminulum</i>	NSM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora stroemii</i>	NSTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis kriegeri</i>	SK	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurophora sp</i>	STPS	0	0	6	0	0	0	0	0	6	0	0	0	352	152
<i>Staurosira pseudoconstruens</i>	FPS	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	0	2	0	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus sp.</i>	STSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	4	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Espèces\Echantillons	Code	MJI1-16	MJI2-16	MJI3-16	MJs4-16	MJs5-16	TLI1-16	UMI2-16	UMs1-15	YOI2-16	YOI3-16	YOs1-15	YOs1-16	YOs2-15	YOs3-15	YOt4-16
<i>Achnanthes acares</i>	ACA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes aff. saccula</i>	ACAS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes minutissima affinis</i>	AMIA	0	0	0	13	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthes species</i>	AHSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium exile</i>	ACEX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium minitissimum jackii</i>	AMJ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium minutissimum</i>	AMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	17	0	0
<i>Achnanthidium neomicrocephalum</i>	ANEM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Achnanthidium sp.</i>	ATSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0
<i>Achnanthidium straubianum</i>	ASTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	3
<i>Adlafia bryophila</i>	NBR	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora aff. Commutata</i>	ACOM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora eximia</i>	AMEM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0
<i>Amphora lybica</i>	AY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora sp.</i>	AMSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphora veneta</i>	AMVN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ANS	0	0	0	0	5	0	0	1	82	1	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	ASPP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Anomoeoneis sphaerophora costata</i>	ANSC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira distans</i>	MD	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aulacoseira granulata</i>	MG	0	0	1	0	0	0	0	5	0	0	0	3	0	0	0
<i>Aulacoseira italica</i>	MI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Brachysira neoexilis</i>	BREX	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Brachysira serians</i>	ASE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Brachysira vitrea</i>	BRVI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis aerophila</i>	CAEP	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Caloneis bacillum</i>	CAB	0	0	0	0	0	0	0	426	0	0	0	0	0	0	26
<i>Caloneis silicula</i>	CS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Caloneis sp.</i>	CSP	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Campylodiscus clypeus</i>	CAMPY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cavinula variostriata</i>	NVA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula ambigua</i>	CRAM	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula elkab</i>	CEL	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula halophila</i>	NAHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Craticula subhalophila</i>	NSBH	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclostephanos dubius</i>	CDUB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella cyclopuncta</i>	CYCL	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella hakanssoniae</i>	CYHK	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	CYMG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella ocellata</i>	CYOC	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyclotella sp.</i>	CPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Cymbella affinis</i>	CYA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella cymbiformis</i>	CYY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella lanceolata</i>	NAL	0	0	0	35	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella microcephala</i>	ENCY	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella pusilla</i>	CYMP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella simonsenii</i>	CYSM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella species</i>	CYS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Cymbella subaequalis</i>	CYAE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diadesmis confervacea</i>	NACF	0	0	1	15	9	0	0	0	0	0	741	20	72	0	0

Espèces\Echantillons	Code	MJI1-16	MJI2-16	MJI3-16	MJs4-16	MJs5-16	TLI1-16	UMI2-16	UMs1-15	YOI2-16	YOI3-16	YOs1-15	YOs1-16	YOs2-15	YOs3-15	YOt4-16
<i>Diploneis elliptica</i>	DIEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis parva</i>	DIP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Diploneis species</i>	DSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diploneis subconstricta</i>	DISB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema minutum</i>	ENMI	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0
<i>Encyonema silesiacum</i>	ENSI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Encyonema subminutum</i>	ENSU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Encyonema turgidula</i>	ENTU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia adnata</i>	EZ	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia argus</i>	EA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia argus alpestris</i>	EAA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epithemia sp</i>	EPSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia arcus</i>	EUAR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia flexuosa</i>	EUFL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia minor</i>	EUMN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia paludosa</i>	EPAL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia pectinalis minor</i>	EUPM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	0	6	1	0
<i>Eunotia praerupta</i>	EUPR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia septentrionalis</i>	EUSE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia soleirolii</i>	EUSO	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eunotia sp.</i>	EUSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fallacia helensis</i>	NHEL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria sp.</i>	FRS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragilaria tenera</i>	FT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema angustum</i>	GOMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema augur</i>	GAU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema gracile</i>	GG	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0
<i>Gomphonema minusculum</i>	GMIN	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema parvulum</i>	GP	2	0	0	0	19	0	0	1	1	0	23	211	480	442	55
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	GPA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema sp.</i>	GOSP	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema vibrio</i>	GOVB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Halamphora coffeaeformis</i>	HACO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	1
<i>Halamphora holsatica</i>	AMHO	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Halamphora sp</i>	HASP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hantzschia amphioxys</i>	HA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Humidophila schmassmannii</i>	NSMA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8
<i>Lemnicola exigua</i>	AEX	0	2	4	72	351	1	0	1	0	0	5	6	16	0	327
<i>Lemnicola exigua var. exigua</i>	AEXA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lyrela lyroides</i>	LYL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia baltica</i>	MABL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mastogloia smithii</i>	MASM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mayamaea atomus</i>	NAT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	17	0	0	0
<i>Navicula aff pupula</i>	NAPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	4	0	0	0
<i>Navicula capitatoradiata</i>	NATT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cincta</i>	NCI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula cryptocephala</i>	NC	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Navicula cryptotenella</i>	NRT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Navicula exspecta</i>	NEXP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula germainii</i>	NAGR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Espèces\Echantillons	Code	MJI1-16	MJI2-16	MJI3-16	MJs4-16	MJs5-16	TLI1-16	UMI2-16	UMs1-15	YOI2-16	YOI3-16	YOs1-15	YOs1-16	YOs2-15	YOs3-15	YOt4-16
<i>Navicula globulifera</i>	NAGL	0	5	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula laterostrata</i>	NALT	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula leptostriata</i>	NLEP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula oblonga</i>	NAOB	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa</i>	NRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula radiosa radiosa</i>	NRRA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula sp.</i>	NS	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula veneta</i>	NAVE	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula viridula rostellata</i>	NAVR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicymbella pusilla</i>	NCPU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Neidium dubium</i>	NEDU	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia amphibia</i>	NIAM	1	0	0	399	13	0	0	0	16	2	15	341	124	454	82
<i>Nitzschia amphibioides</i>	ND	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia elegantula</i>	NIG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia frustulum</i>	NFRU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	114
<i>Nitzschia frustulum frustulum</i>	NFRF	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia lacuum</i>	NILA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia microcephala</i>	NIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	43
<i>Nitzschia palea</i>	NPA	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia pusilla</i>	NIPS	15	424	671	175	0	4	702	94	85	650	0	2	0	0	0
<i>Nitzschia sp.</i>	NISP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	PA	0	0	0	9	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Pinnularia divergentissima</i>	PDIV	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia gibba</i>	PIGI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia gibba mesogogyia</i>	PIGM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia microstauron</i>	PIMI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pinnularia sp.</i>	PNSP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Pinnularia subcapitata</i>	PISU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0
<i>Pinnularia viridis</i>	PIVI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
<i>Planothidium engelbrechtii</i>	ACEN	0	0	0	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psammothidium grischunum</i>	AGRI	0	0	0	23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	FBR	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0	0	53
<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	FREL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	106	0	0	0	0
<i>Rhopalodia accuminata</i>	RHAC	0	0	0	1	0	0	0	0	432	6	1	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibba</i>	RG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibba gibba</i>	RHGG	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibba var parallela</i>	RHGP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhopalodia gibberula</i>	RHGI	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	17
<i>Rhopalodia rupestris</i>	RORU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pseudoventralis</i>	NPEU	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora pupula</i>	NPU	0	0	0	0	356	0	0	8	0	0	0	0	9	0	0
<i>Sellaphora schadei</i>	NCHA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	5	0	0
<i>Sellaphora seminulum</i>	NSM	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sellaphora stroemii</i>	NSTR	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stauroneis kriegeri</i>	SK	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0
<i>Staurophora sp</i>	STPS	615	53	159	0	0	450	0	0	149	1	0	0	0	0	0
<i>Staurosira pseudoconstruens</i>	FPS	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Staurosirella pinnata</i>	FRP	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Stephanodiscus medius</i>	STME	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Stephanodiscus sp.</i>	STSP	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulnaria ulna</i>	FRUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Annexe 4 : Liste taxonomique de toutes les espèces identifiées dans les lacs Iro, Fitri, Tchad et Ounianga

Achnanthes acares M.H. Hohn & Hellerman 1963

Achnanthes hintzii Lange-Bertalot & Krammer 1989

Achnanthes laterostrata Hustedt 1933

Achnanthes ploenensis Hustedt 1930

Achnanthes sp.

Achnanthidium exile (Kützing) Heiberg 1863 : 119

Achnanthidium minutissimum var. *affine* (Grunow) L. B.

Achnanthidium minutissimum var. *jackii* (Rabenhorst) Lange-Bertalot in Lange-Bertalot & Krammer 1989.

Achnanthidium minutissimum (Kützing) Czarnecki 1994

Achnanthidium neomicrocephalum Lange-Bertalot & Staab in Krammer & Lange-Bertalot 2004

Achnanthidium sp.

Achnanthidium straubianum Lange-Bertalot & Staab in Krammer & Lange-Bertalot 2004

Actinocyclus sp.

Adlafia bryophila (J.B. Petersen) Lange-Bertalot 1998

Adlafia minuscula (Grunow) Lange-Bertalot

Adlafia minuscula var. *muralis* (Grunow) Lange-Bertalot

Amphora aff. *Commutata* Grunow

Amphora eximia J.R. Carter in E.Y. Haworth 1974

Amphora hartii Chohnoky 1963

Amphora libyca Ehrenberg 1841

Amphora ovalis (Kützing) Kützing 1844

Amphora sp.

Amphora strigosa Hustedt 1949

Amphora veneta Kützing 1844

Aneumastus stroesei (Østrup) D.G. Mann 1990

Aneumastus tuscula (Ehrenberg) D.G. Mann & A.J. Stickle in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Anomoeoneis sphaerophora aff. *costata* (Kützing) Schmid

Anomoeoneis sphaerophora Pfitzer 1871

Asterionelle formosa Hassall 1850

Aulacoseira alpigena (Grunow) Krammer 1991

Aulacoseira ambigua (Grunow) Simonsen 1979

Aulacoseira canadensis (Hustedt) Simonsen 1979

Aulacoseira crenulata (Ehrenberg) Thwaites 1848

Aulacoseira distans (Ehrenberg) Simonsen 1979

Aulacoseira granulata (Ehrenberg) Simonsen 1979

Aulacoseira granulata var. *angustissima* (O. Müller) Simonsen

Aulacoseira granulata var. *valida* (Hustedt) Simonsen 1979

Aulacoseira islandica (O. Müller) Simonsen 1979

Aulacoseira italica (Ehrenberg) Simonsen 1979

Aulacoseira muzzanensis (F. Meister) Krammer 1991

Aulacoseira tenuior Krammer 1991

Belonastrum berolinense (Lemmermann) Round & Maidana 2001

Brachysira neoexilis Lange-Bertalot in Lange-Bertalot & Gerd Moser 1994

Brachysira serians (Brébisson) Round & D.G. Mann 1981

Brachysira vitrea (Grunow) R. Ross in B. Hartley, R. Ross & D. M. Williams 1986

Caloneis aerophila W. Bock 1963

Caloneis bacillum (Grunow) Cleve 1894

Caloneis silicula (Ehrenberg) Cleve 1894

Caloneis sp.

Campylodiscus clypeus (Ehrenberg) Ehrenberg ex Kützing 1844

Cavinula scutelloides (W. Smith) Lange-Bertalot in Lange-Bertalot & Metzeltin 1996

Cavinula variostrata (Krasske) D.G. Mann & A.J. Stickle in Round, R. M. Crawford & D.G. Mann 1990

Cocconeis placentula Ehrenberg 1838

Cocconeis placentula var. *euglypta* (Ehrenberg) Grunow 1884

Craticula ambigua (Ehrenberg) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Craticula buderii (Hustedt) Lange-Bertalot in U. Rumrich, Lange-Bertalot & M. Rumrich 2000

Craticula cuspidata (Kützing) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Craticula elkab (O. Müller ex O. Müller) Lange-Bertalot, Kusber & Cocquyt 2007

Craticula halophila (Grunow) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 199

Craticula subhalophila (Hustedt) Lange-Bertalot 1993

Craticula subminuscula (Manguin) C.E. Wetzel & Ector in C.E. Wetzel et al. 2015

Cyclostephanos dubius (Hustedt) Round

Cyclostephanos invisitatus (Hohn & Hellermann) Thericot, Stoermer & Håkansson

Cyclotella aff. *comensis*

Cyclotella bodanica var. aff *lemanica* (O. Miiller Ex Schröter) Bachman

Cyclotella comta Kützing 1849

Cyclotella cyclopuncta Håkansson & J.R. Carter 1990

Cyclotella delicatula (Hustedt) Håkansson & Carter

Cyclotella distinguenda Hustedt in Gams 1928

Cyclotella hakanssoniae Wendker 1991

Cyclotella meduanae H. Germain 1981

Cyclotella meneghiniana Kützing

Cyclotella ocellata Pantocsek 1901

Cyclotella oreolata

Cyclotella sp.

Cyclotella stelligera (Cleve & Grunow) Van Heurck 1882

Cyclotella striata (Kützing) Grunow in Cleve & Grunow 1880

Cymatopleura elliptica (Brébisson) W. Smith 1851

Cymbella affinis Kützing 1844

Cymbella aspera (Ehrenberg) Cleve 1894

Cymbella cymbiformis C. Agardh 1830

Cymbella delicatula Kützing 1849

Cymbella helvetica Kützing 1844

Cymbella laevis Nägeli in Rabenhorst 1863

Cymbella lanceolata (C. Agardh) C. Agardh 1830

Cymbella mesiana Cholnoky 1955

Cymbella microcephala Grunow in Van Heurck 1885

Cymbella pusilla Grunow in A.W. F. Schmidt 1875

Cymbella simonsenii Krammer

Cymbella sp.

Cymbella turgida W. Gregory 1856

Cymbella ventricosa Kützing 1844

Cymbopleura subaequalis (Grunow) Krammer 2003

Denticula elegans Kützing 1844

Denticula kuetzingii Grunow 1862

Diadesmis confervacea Kützing 1844

Diatoma tenue C. Agardh 1812

Diploneis elliptica (Kützing) Cleve, 1894

Diploneis finnica (Ehrenberg) Cleve 1891

Diploneis parma Cleve 1891

Diploneis pseudovalis Hustedt 1930

Diploneis sp.

Diploneis subconstricta (A. Cleve) Cleve-Euler 1953

Diploneis subovalis Cleve 1894

Discotella stelligera (Cleve & Grunow) Houk & Klee 2004

Discotella stelligera var. *tenue* (Hustedt) Houk & Klee

Distomia moniliformis Kützing

Dorofeyukea kotschy (Grunow) Kulikovskiy, Kociolek, Tusset & T. Ludwig 2019

Encyonema elginense (Krammer) D. G. Mann in Round, R. M. Crawford & D. G. Mann 1990

Encyonema minutum (Hilse) D.G. Mann in Round, R. M. Crawford & D. G. Mann 1990

Encyonema silesiacum (Bleisch) D. G. Mann in Round, R. M. Crawford & D. G. Mann 1990

Encyonema subminuta Krammer & Reichardt

Encyonema turgidula Grunow in A.W. F. Schmidt 1875

Encyonopsis cesatii (Rabenhorst) Krammer 1997

Encyonopsis fonticola (Hustedt) Krammer 1997

Encyonopsis microcephala (Grunow) Krammer

Epithemia adnata (Kützing) Brébisson 1838

Epithemia argus (Ehrenberg) Kützing 1844

Epithemia argus var. *alpestris* (S. Smith) Grunow

Epithemia frickei Krammer in Lange-Bertalot & Krammer 1987

Epithemia gibba (Ehrenberg) Kützing 1844

Epithemia smithii Carruthers 1864

Epithemia sp.

Epithemia turgida (Ehrenberg) Kützing 1844

Epithemia zebra (Ehrenberg) Kützing 1844

Eunotia arcus Ehrenberg 1837

Eunotia bulinaris (Brébisson) Schaarschmidt

Eunotia fallax A. Cleve 1895 var *fallax*

Eunotia flexuosa (Brébisson ex Kützing) Kützing 1849

Eunotia formica Ehrenberg 1843

Eunotia glacialis F. Meister 1912

Eunotia implicata Nörpel, Lange-Bertalot & Alles in Alles, Nörpel-Schempp & Lange-Bertalot 1991

Eunotia incisa W. Smith ex W. Gregory 1854

Eunotia minor (Kützing) Grunow in Van Heurck 1881

Eunotia monodon Ehrenberg 1843

Eunotia muscicola var. *tridentula* Nörpel & Lange-Bertalot in Lange-Bertalot 1993

Eunotia naegelii Migula 1905

Eunotia nymanniana Grunow in Van Heurck 1881

Eunotia paludosa Grunow 1862

Eunotia parallela Ehrenberg 1843

Eunotia pectinalis (Kützing) Rabenhorst 1864

Eunotia pectinalis var. *minor* (Kützing) Rabenhorst

Eunotia pectinalis var. *undulata* (Ralfs) Rabenhorst

Eunotia praerupta Ehrenberg 1843

Eunotia pseudopectinalis Hustedt 1924

Eunotia septentrionalis Østrup 1897

Eunotia silvahercynia Nörpel, Van Sull & Lange-Bertalot in Alles, Nörpel-Schempp, & Lange-Bertalot 1991

Eunotia soleirolii (Kützing) Rabenhorst 1864

Eunotia sp.

Eunotia subarcuatoides Alles, Nörpel & Lange-Bertalot 1991

Eunotia veneris (Kützing) De Toni 1892

Fallacia helensis (Schulz) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Fallacia insociabilis (Krasske) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Fallacia vitrea (Østrup) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Fragilaria berolinensis (Lemmermann) Lange-Bertalot 1993

Fragilaria biceps (Kützing) Lange-Bertalot 1993

Fragilaria capucina Desmazières 1830

Fragilaria capucina var *vaucheriae*

Fragilaria crotonensis Kitton 1869

Fragilaria cyclopum (Brutschy) Lange-Bertalot 1980

Fragilaria delicatissima (W. Smith) Lange-Bertalot 1980

Fragilaria exigua Grunow in Cleve & Möller 1878

Fragilaria globosa

Fragilaria gracilis Østrup 1910

Fragilaria heidenii Østrup 1910

Fragilaria hungarica Pantocsek 1901

Fragilaria hungarica var *istvanffy* (Pantocsek) Cleve-Euler

Fragilaria nanana Lange-Bertalot 1993

Fragilaria nitzschoides Grunow in Van Heurck 1881

Fragilaria rumpens (Kützing) G.W.F. Carlson 1913

Fragilaria sp.

Fragilaria tenera (W. Smith) Lange-Bertalot 1980

Geissleria schoenfeldii (Hustedt) Lange-Bertalot & Metzeltin 1996

Gomphoneis clevei (Fricke) Gil 1989

Gomphonema acutiusculum (O. Müller) Cleve-Euler 1955

Gomphonema affine Kützing 1844

Gomphonema angustatum (Kützing) Rabenhorst 1864

Gomphonema augur Ehrenberg 1841

Gomphonema dichotomum Kützing 1834

Gomphonema gracile Ehrenberg 1838

Gomphonema hebridense W. Gregory 1854

Gomphonema insigne W. Gregory 1856

Gomphonema italicum Kützing 1844

Gomphonema minusculum Cleve-Euler 1949

Gomphonema parvulum (Kützing) Kützing 1849

Gomphonema pseudoaugur Lange-Bertalot 1979

Gomphonema pseudobohemicum Lange-Bertalot & E. Reichardt in Lange-Bertalot & Metzeltin 1996

Gomphonema reicheltii M. Schmidt in Schmidt et al. 1899

Gomphonema sp.

Gomphonema truncatum Ehrenberg 1832

Gomphonema vibrio Ehrenberg 1843

Gomphosphenia grovei (M. Schmidt) Lange-Bertalot 1995

Gomphosphenia grovei var. *lingulata* (Hustedt) Lange-Bertalot 1995

Gyrosigma acuminatum (Kützing) Rabenhorst 1853

Gyrosigma attenuatum (Kützing) Rabenhorst 1853

Gyrosigma sp.

Gyrosigma strigilis (W. Smith) J.W. Griffin & Henfrey 1856

Gyrosigma wormleyi (Sullivant) Boyer 1922

Halamphora coffeiformis (C. Agardh) Mereschowsky 1903

Halamphora holsatica (Hustedt) Levkov 2009

Halamphora sp. (Cleve) Mereschowsky, 1903

Hantzschia amphioxys (Ehrenberg) Grunow in Cleve & Grunow 1880

Hantzschia virgata (Roper) Grunow in Cleve & Grunow 1880

Hantzschia virgata var. *gracile* Hustedt

Humidophila schmassmannii (Hustedt) K. Buczkó & A. Wojtal in Buczkó et al. 2015

Iconella amphioxys (W. Smith) D. Kapustin & O. Kryvosheia 2019

Iconella sp aff. *spinifera*

Iconella sp.

Lemnicola exigua var. *exigua*

Luticola aff. *goeppertiana* (Frenguelli) Lange Bertalot

Luticola cohnii (Hilse) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Luticola goeppertiana (Bleisch) D.G. Mann ex J. Rarick, S. Wu, S. S. Lee & Edlund 2017

Luticola mutica (Kützing) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Luticola mutica var. *mutica* (Kützing) D. G. Mann

Lyrella lyroides (Hendey) D.G. Mann in Round, Crawford & D.G. Mann 1990

Mastogloia baltica Grunow in Van Heurck 1880 :

Mastogloia elliptica (C. Agardh) Cleve in A.W.F. Schmidt 1893

Mastogloia smithii Thwaites ex W. Smith 1856

Mayamaea atomus (Kützing) Lange-Bertalot 1997

Navicula aff. *cryptocephala*

Navicula aff. *radiosa* Kützing

Navicula angusta Grunow 1860

Navicula capitatoradiata H. Germain ex Gasse 1986

Navicula cincta (Ehrenberg) Ralfs in Pritchard 1861

Navicula clementoides Hustedt

Navicula cryptocephala Kützing 1844

Navicula cryptotenella Lange-Bertalot in Krammer & Lange-Bertalot 1985

Navicula digitoradiata (W. Gregory) Ralfs in Prichard 1861

Navicula erifuga Lange-Bertalot in Krammer & Lange-Bertalot 1985

Navicula expecta VanLandingham 1975

Navicula germainii J.H. Wallace 1960

Navicula globosa F. Meister 1935

Navicula globulifera Hustedt 1927

Navicula impexa Hustedt 1961 :

Navicula laterostrata Hustedt 1925

Navicula leptostriata Jørgensen 1948

Navicula oblonga (Kützing) Kützing 1844

Navicula praeterita Hustedt 1945 :

Navicula pseudanglica Cleve-Euler 1948

Navicula radiosa Kützing 1844

Navicula rostellata Kützing 1844

Navicula schroeteri F. Meister 1932

Navicula sp.

Navicula striolata (Grunow) Lange-Bertalot in Krammer & Lange-Bertalot 1985

Navicula subadnata Hustedt 1942

Navicula subalpina E. Reichardt 1988

Navicula symmetrica R.M. Patrick 1944

Navicula veneta Kützing 1844

Navicula viridula (Kützing) Ehrenberg 1836

Navicula viridula var. *rostellata* (Kützing) Cleve

Navicula zanonii Hustedt 1949

Navicymbella pusilla (Grunow) Krammer

Navigeia decussis (Østrup) Bukhtiyarova in Bukhtiyarova & Pomazkina 2013

Navigeia paludosa (Hustedt) Bukhtiyarova in Bukhtiyarova & Pomazkina 2013

Neidium affine (Ehrenberg) Pfitzer 1871

Neidium ampliatus (Ehrenberg) Krammer in Krammer & Lange-Bertalot 1985

Neidium dubium (Ehrenberg) Cleve 1894

Neidium septentrionale Cleve-Euler 1939

Neidium sp.

Nitzschia <<fonticola var. pelagica>> Hustedt

Nitzschia acidoclinata Lange-Bertalot 1976

Nitzschia amphibia Grunow 1862

Nitzschia amphibioides Hustedt 1942 :

Nitzschia austriaca Hustedt 1959

Nitzschia brevissima Grunow in Van Heurck 1880

Nitzschia commutata Grunow 1880

Nitzschia compressa var. *balatonis*

Nitzschia constricta var. *subconstricta* (Grunow)

Nitzschia elegantula Grunow in Van Heurck 1881

Nitzschia fonticola (Grunow) Grunow in Van Heurck 1881

Nitzschia frustulum (Kützing) Grunow in Cleve & Grunow 1880

Nitzschia frustulum var. *frustulum* Lange-Bertalot

Nitzschia frustulum var. *bulnheimiana* (Rabenhort) Grunow

Nitzschia gracilis Hantzsch 1860

Nitzschia hantzschiana Rabenhorst 1860

Nitzschia intermedia Hantzsch in Grunow 1880

Nitzschia lacuum Lange-Bertalot 1980

Nitzschia lanceolata var. *minuta* Grunow

Nitzschia lanceolata var. *minima* Grunow sensu Peragallo & Peragallo

Nitzschia lanceolata W. Smith 1853

Nitzschia levidensis var. *victoriae* (Grunow) Chlonoky

Nitzschia liebetruthii Rabenhorst var. *liebetruthii*

Nitzschia linearis var. *subtilis* (Grunow) Hustedt

Nitzschia microcephala Grunow in Cleve & Grunow 1880

Nitzschia obtusa W. Smith 1853

Nitzschia palea (Kützing) W. Smith 1856

Nitzschia paleacea (Grunow) Grunow in Van Heurck 1881

Nitzschia palustris Hustedt 1934

Nitzschia parvula W. Smith 1853

Nitzschia pusilla Grunow 1862

Nitzschia rosenstockii Lange-Bertalot 1980

Nitzschia rostellata Hustedt 1956

Nitzschia sp.

Nitzschia sp. *aff fonticola*

Nitzschia subacicularis Hustedt 1922

Nitzschia vitrea G. Norman 1861

Nupela pennsylvanica (R.M. Patrick) Potapova 2011

Pantocsekiella delicatula (Hustedt) K.T. Kiss & E. Ács in Ács et al. 2016

Pantocsekiella wuetrichiana (Druart & Straub) K.T. Kiss & E. Ács in Ács et al. 2016

Paraplaconeis subplacentula (Hustedt) Kulikovskiy & Lange-Bertalot 2012

Petroneis humerosa (Brébisson ex W. Smith) Stickle & D.G. Mann in Round, R. M. Crawford & D.G.Mann 1990

Pinnularia acrosphaeria (Brébisson) Rabenhorst 1853

Pinnularia aff gentilis

Pinnularia borealis var. *rectangularis* Carlson

Pinnularia brauniana (Grunow) Studnicka 1888

Pinnularia divergens W. Smith 1853

Pinnularia divergentissima (Grunow) Cleve 1895

Pinnularia gibba (Ehrenberg) Ehrenberg 1843

Pinnularia gibba var. *linearis* Hustedt

Pinnularia gibba var. *mesogogylla* (Ehrenberg) Hustedt

Pinnularia interrupta W. Smith 1853

Pinnularia legumen Ehrenberg 1843

Pinnularia lundii Hustedt 1954

Pinnularia maior (Kützinger) Rabenhorst

Pinnularia microstauron (Ehrenberg) Cleve 1891

Pinnularia microstauron var. *brebissonii* (Kützinger) Mayer

Pinnularia platycephala (Ehrenberg) Cleve 1891

Pinnularia sp.

Pinnularia subcapitata W. Gregory 1856

Pinnularia subrostrata (A. Cleve) Cleve-Euler 1955

Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehrenberg 1843

Placogeia similis (Krasske) Bukhtiyarova in Bukhtiyarova & Pomazkina 2013

Placoneis clementis (Grunow) E.J. Cox 1988

Placoneis constans (Hustedt) E.J. Cox 2003

Placoneis elginensis (W. Gregory) E.J. Cox 1988

Placoneis gastrum (Ehrenberg) Mereschkowsky 1903

Placoneis minor (Grunow) Lange Bertalot

Planothidium delicatulum (Kützinger) Round & Bukhtiyarova 1996

Planothidium engelbrechtii (Cholnoky) Round & Bukhtiyarova 1996

Pleurosigma angulatum (J.T. Quekett) W. Smith 1852

Pleurosigma elongatum W. Smith 1852

Prestauroneis crucicula (W. Smith) Genkal & Yarushina 2017

Prestauroneis protracta (Grunow) Kulikovskiy & Glushchenko in Kulikovskiy et al. 2016

Psammothidium altaicum (Poretzky) Bukhtiyarova in Bukhtiyarova & Round 1996

Psammothidium chlidanos (M.H. Hohn & Hellerman) Lange-Bertalot 1999

Psammothidium grischunum Bukhtiyarova & Round 1996

Psammothidium subatomoides (Hustedt) Bukhtiyarova & Round 1996

Psammothidium ventrale (Krasske) Bukhtiyarova & Round 1996

Pseudostaurosira brevistriata (Grunow) D.M. Williams & Round 1988

Pseudostaurosira elliptica (Schumann) Edlund, Morales & Spaulding 2006

Pseudostaurosira parasitica (W. Smith) E. Morales in E. Morales & Edlund 2003

Rhopalodia acuminata Krammer in Lange-Bertalot & Krammer 1987

Rhopalodia brebissonii Krammer in Lange-Bertalot & Krammer 1987

Rhopalodia gibba (Ehrenberg) O. Müller 1895

Rhopalodia gibba var. *gibba* (Ehrenberg) O. Müller

Rhopalodia gibba var. *parallela* (Grunow) Holmboe 1899

Rhopalodia gibberula (Ehrenberg) O. Müller 1895

Rhopalodia rupestris (W. Smith) Krammer in Lange-Bertalot & Krammer 1987

Rhopalodia sp.

Selaphora laevissima var. *laevissima*

Sellaphora americana (Ehrenberg) D.G. Mann 1989

Sellaphora arvensis (Hustedt) C.E. Wetzel & L. Ector in Wetzel et al. 2015

Sellaphora auldreekie D.G. Mann & S.M. McDonald in D.G. Mann et al. 2004

Sellaphora bacilloides (Hustedt) Levkov, Krstic & Nakov in Levkov, Nakov & Metzeltin 2006

Sellaphora laevissima (Kützing) D.G. Mann 1989

Sellaphora lanceolata D.G. Mann & S. Droop 2004

Sellaphora medioconvexa (Hustedt) C.E. Wetzel in Wetzel et al. 2015

Sellaphora nyassensis (O. Müller) D.G. Mann 1989

Sellaphora pseudopupula (Krasske) Lange-Bertalot 1996

Sellaphora pseudoventralis (Hustedt) Chudaeu & Gololobova 2015

Sellaphora pupula (Kützing) Mereschkovsky 1902

Sellaphora pupula var. *pseudopupula* (Krasske) Hustedt

Sellaphora rotunda (Hustedt) Wetzel, Ector, Van de Vijver, Compère & D.G. Mann 2015

Sellaphora saugeresii (Desmazières) C.E. Wetzel & D.G. Mann 2015

Sellaphora schadei (Krasske) Wetzel, Ector, Van de Vijver, Compère & D.G. Mann 2015

Sellaphora seminulum (Grunow) D.G. Mann 1989

Sellaphora sp.

Sellaphora stroemii (Hustedt) H. Kobayasi in S. Mayama, M. Idei, K. Osada & T. Nagumo 2002

Sellaphora submuralis (Hustedt) C.E. Wetzel, L. Ector, B. Van de Vijver, Compère & D.G. Mann 2015

Sellaphora subrotundata (Hustedt) Wetzel, Ector, Van de Vijver, Compère & D.G. Mann 2015

Sellaphora vitabunda (Hustedt) D.G. Mann 1989

Stauroneis acuta W. Smith 1853

Stauroneis anceps Ehrenberg 1843)

Stauroneis kriegeri R.M. Patrick 1945

Stauroneis lundii Hustedt 1959

Stauroneis nobilis Schumann 1867

Stauroneis obtusa Lagerstedt 1873

Stauroneis phoenicenteron (Nitzsch) Ehrenberg

Stauroneis producta Grunow in Van Heurck 1880

Stauroneis sp.

Staurophora sp. nov.

Staurosira africana cf

Staurosira construens (Nitzsch) Ehrenberg

Staurosira pseudoconstruens (Marciniak) Lange-Bertalot 2000

Staurosirella oldenburgiana (Hustedt) Morales 2005

Staurosirella pinnata (Ehrenberg) D.M. Williams & Round 1988

Stephanodiscus astraëa (Kützing) Grunow 1880

Stephanodiscus hantzschii Grunow 1880

Stephanodiscus medius Håkansson 1986

Stephanodiscus minutulus (Kützing) Cleve & Möller 1882

Stephanodiscus sp.

Surirella aff. *minuta*

Surirella angusta Kützing 1844

Surirella linearis var *contracta* (Ehrenberg) Grunow 1862

Surirella minuta Brébisson ex Kützing 1849

Surirella sp.

Surirella splendida (Ehrenberg) Kützing 1844

Surirella subsalsa W. Smith 1853

Surirella suecica Grunow in Van Heurck 1881

Synedra sp.

Thalassiosira baltica (Grunow) Ostfeld 1901

Thalassiosira sp.

Thalassiosira visurgis Hustedt 1957

Tryblionella angustulata (Lange-Bertalot) Cantonati & Lange-Bertalot 2017

Tryblionella calida (Grunow) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Tryblionella coarctata (Grunow) D.G. Mann in Round, R.M. Crawford & D.G. Mann 1990

Tryblionella compressa (Bailey) Poulin 1990

Tryblionella levidensis W. Smith 1856

Tryblionella umbilicata (Hustedt) D.G. Mann 1990

Ulnaria ulna (Nitzsch) Compère 2001

Ulnaria ulna var *acus* (Kiitzing) Lange Bertalot

Annexe 5 : Planches photographiques

Toutes les échelles sur les photographies sont à 10 μm

Lac Fitri

PLANCHE I

1-5 : *Aulacoseira granulata*

6-7 : *Cyclotella wuetrichiana*

8-9 : *Cyclotella distinguenda* var *unipunctata*

10 : *Eunotia arcus*

11 : *Ulnaria ulna*

Lac Fitri

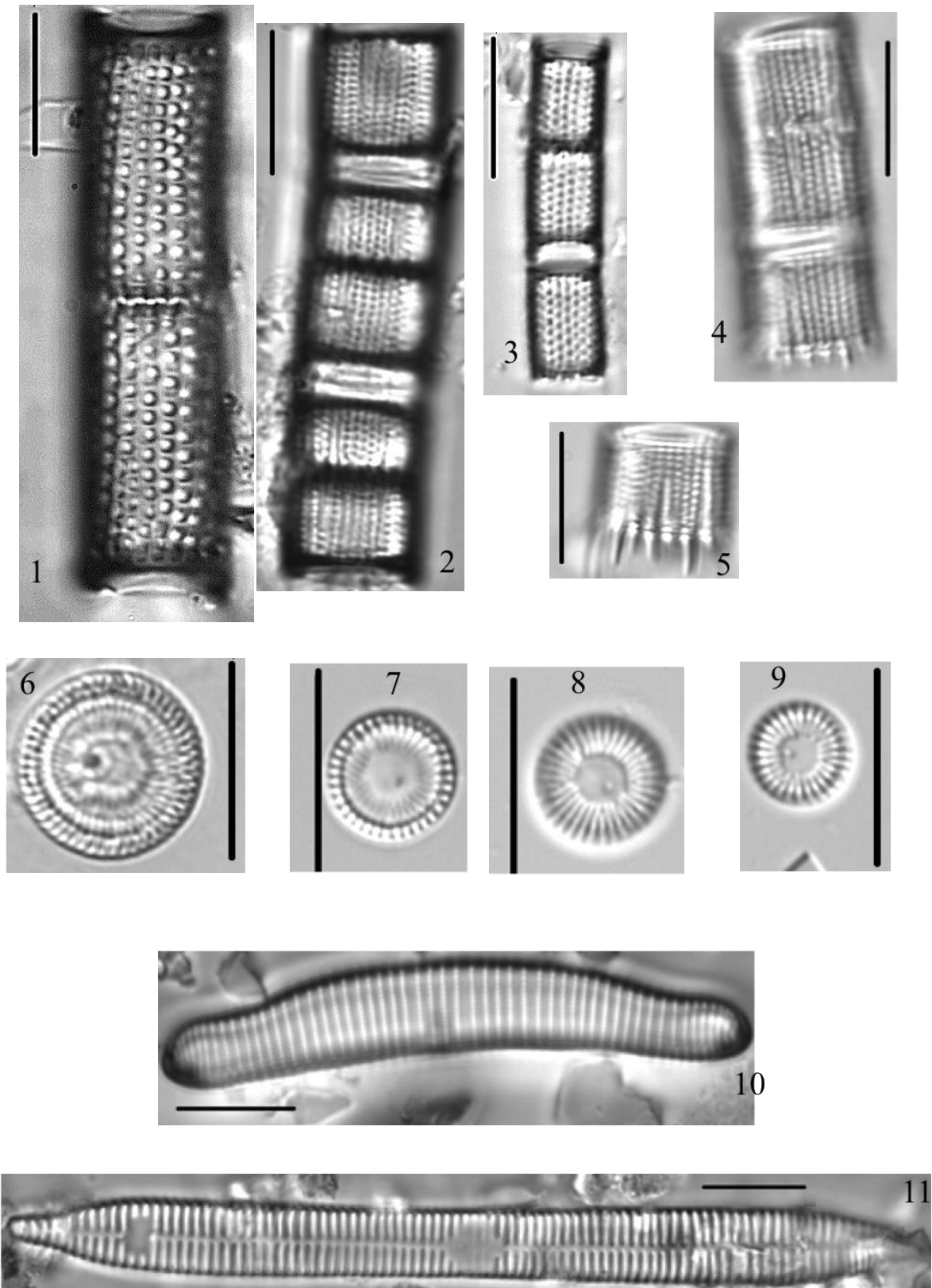


Planche I

PLANCHE II

- 1 : *Gomphonema gracile*
- 2 : *Gomphonema parvulum*
- 3 : *Encyonema minutum*
- 4 : *Cymbella microcephala*
- 5 et 10 : *Diadesmis confervacea*
- 6 : *Luticola mutica*
- 7 : *Navicula symmetrica*
- 8 : *Navicula veneta*
- 9 : *Sellaphora pupula*

Lac Fitri

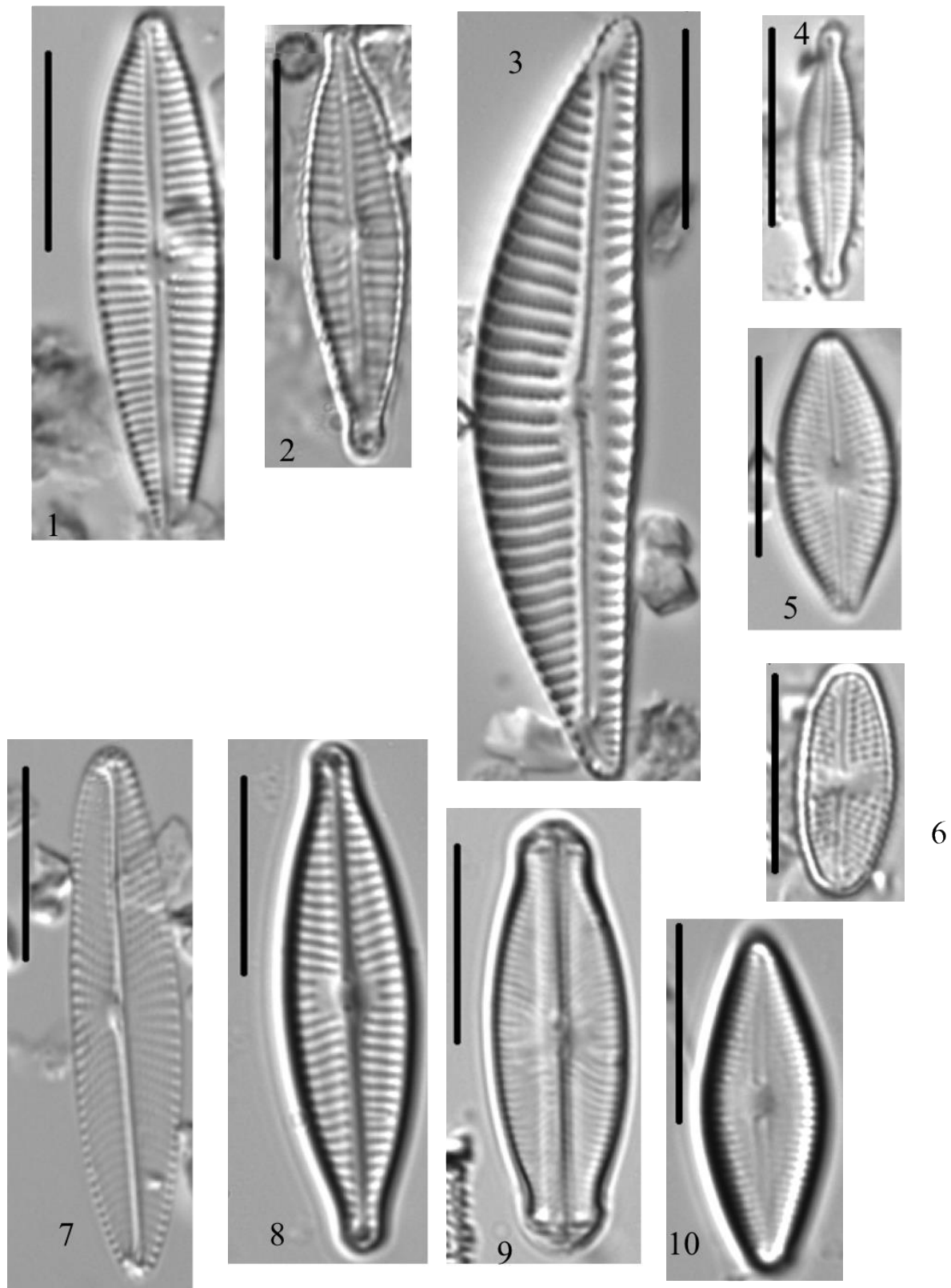


Planche II

Lac Tchad

PLANCHE I

1 : Sulcus d'*Aulacoseira* sp.

2, 4, 5, 6 et 7 : *Aulacoseira granulata*

3 : *Aulacoseira muzzanensis*

8, 9, 10 : *Cyclotella meneghiniana*

11-15 : *Cyclotella ocellata*

Lac Tchad

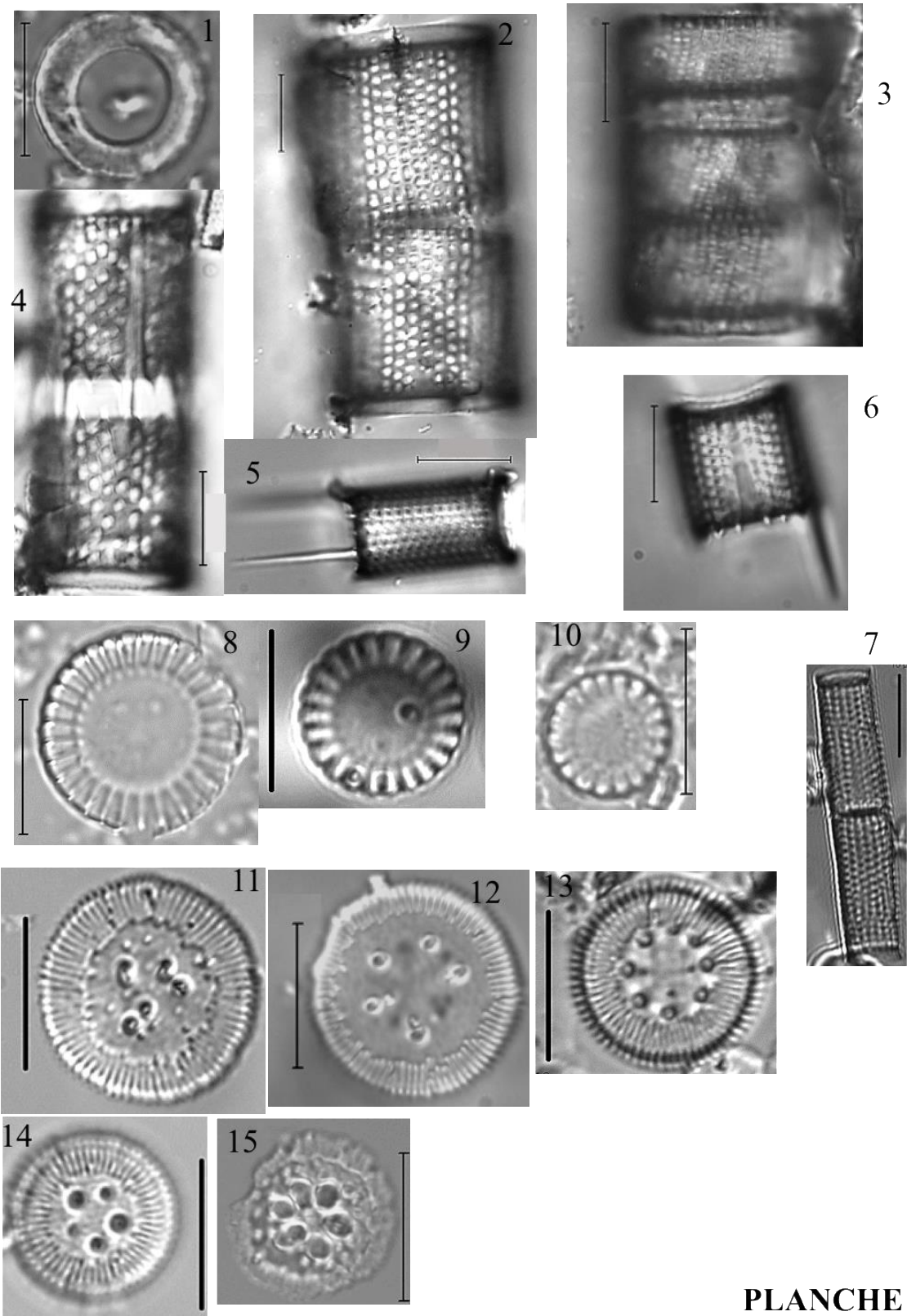


PLANCHE I

PLANCHE II

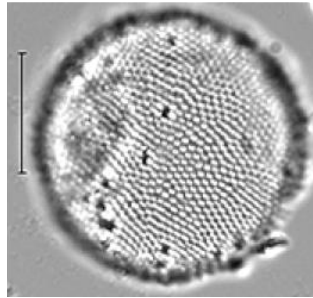
1 et 2 : *Thalassiosira visurgis*

3-9 : *Stephanodiscus medius*

Lac Tchad

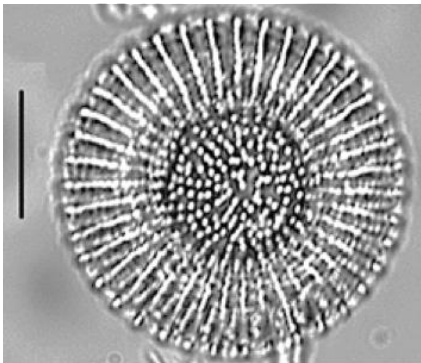


1



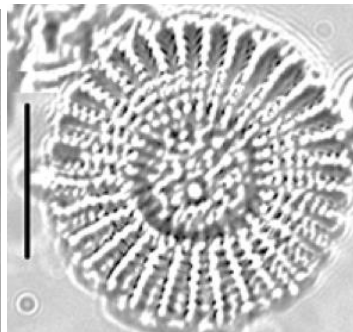
2

3



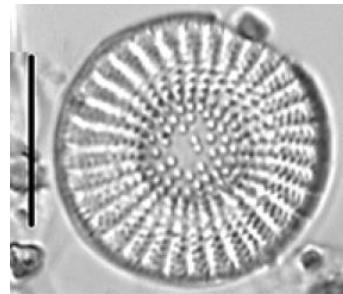
6

4

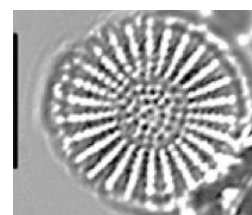
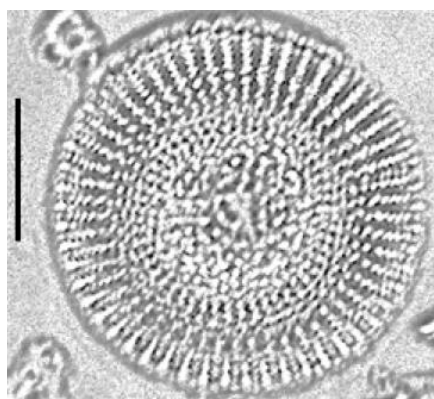
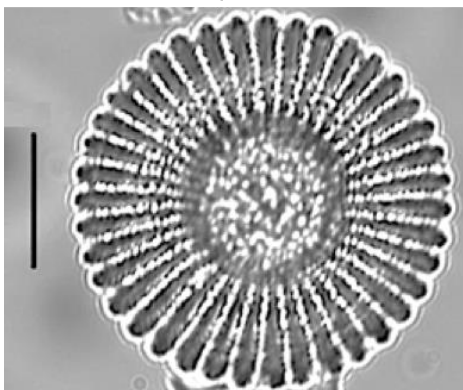


7

5



8



9

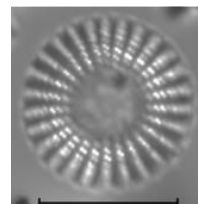


PLANCHE II

PLANCHE III

1 : *Fragilaria capucina*

2, 6, 7, et 12 : *Staurosira construens*

9 : *Staurosira africana*

8, 13 : *Staurosirella pinnata*

10 : *Staurosira construens* et *Staurosirella pinnata*

11 : *Fragilaria heidenii*

3-4 : *Pseudostaurosira brevistriata*

5 : *Staurosira pseudoconstruens*

Lac Tchad

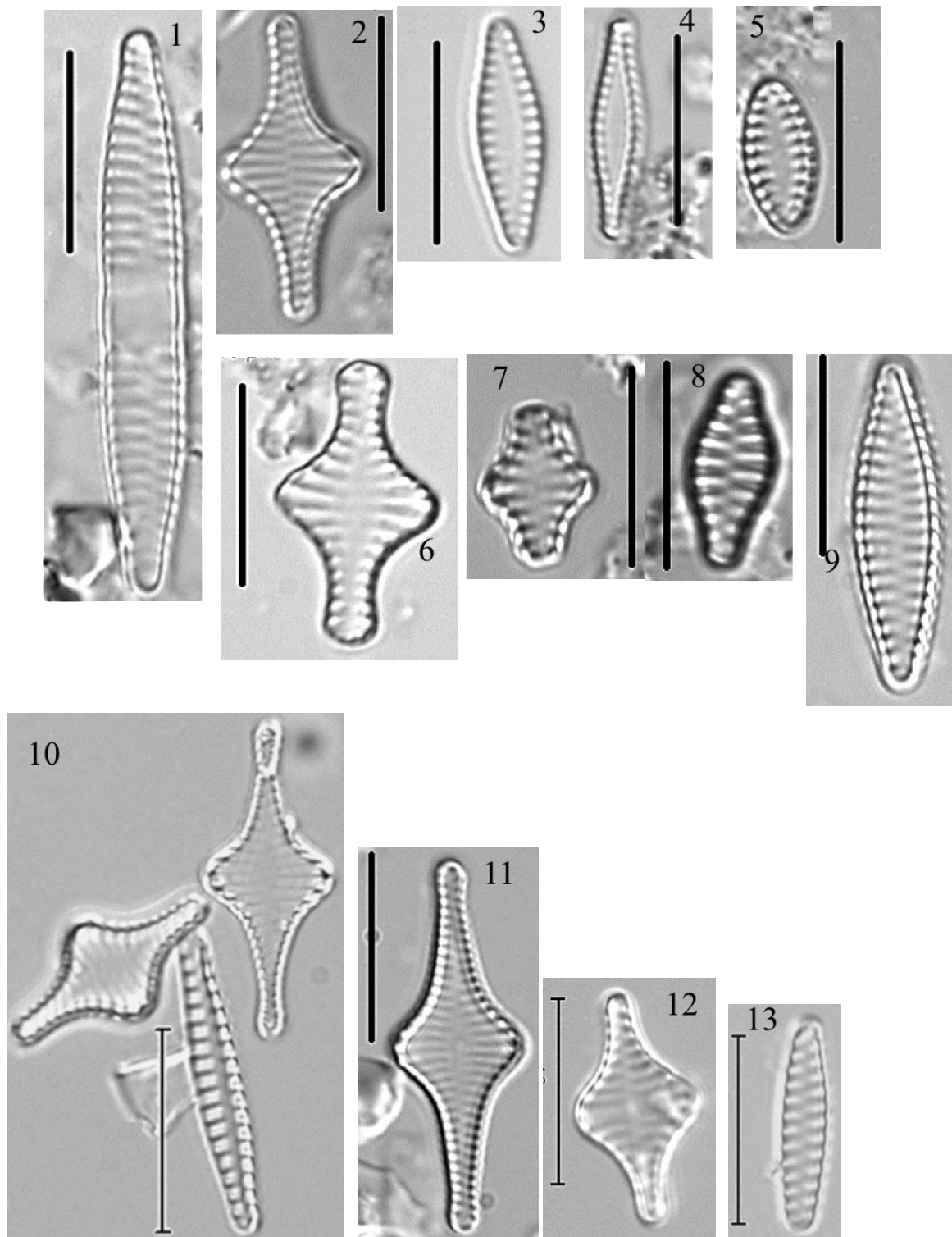


PLANCHE III

PLANCHE IV

- 1 : *Diploneis elliptica*
- 2 : *Stauroneis phoenicenteron*
- 3 : *Stauroneis acuta*
- 4 : *Anomoeoneis sphaerophora*
- 5 : *Neidium ampliatus*

Lac Tchad

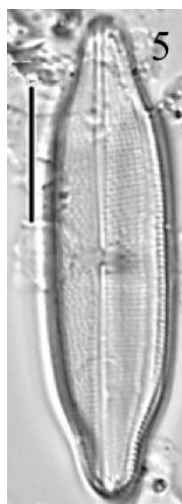
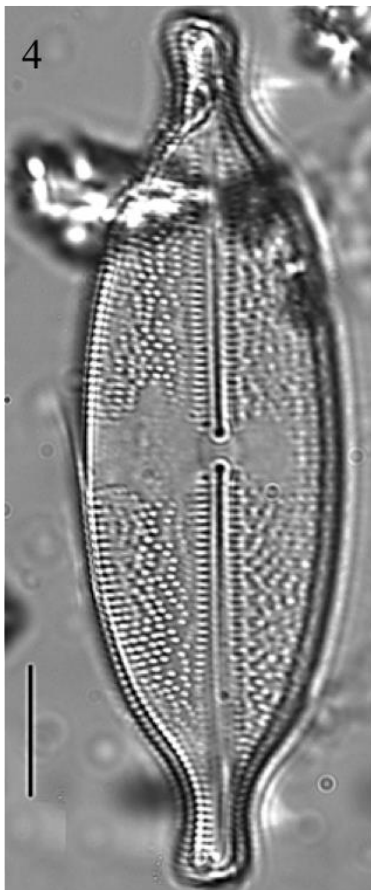
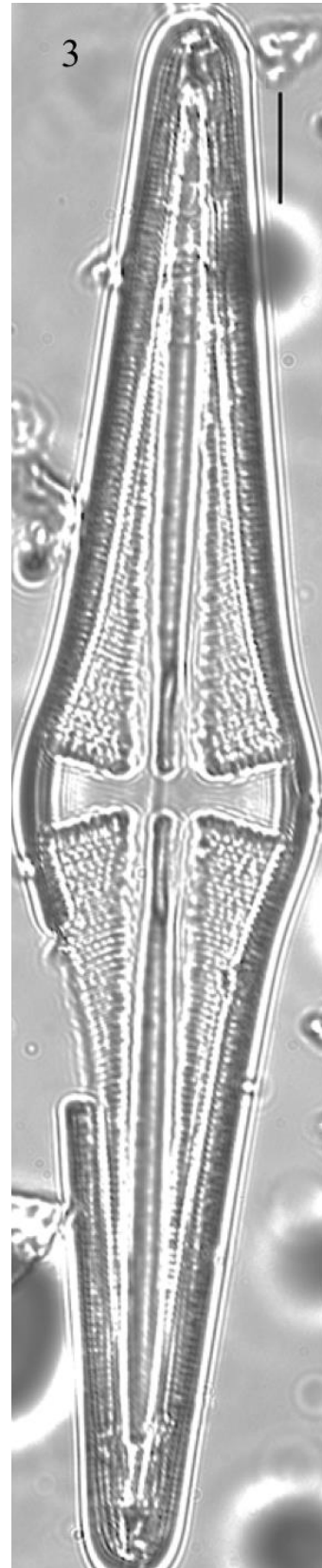
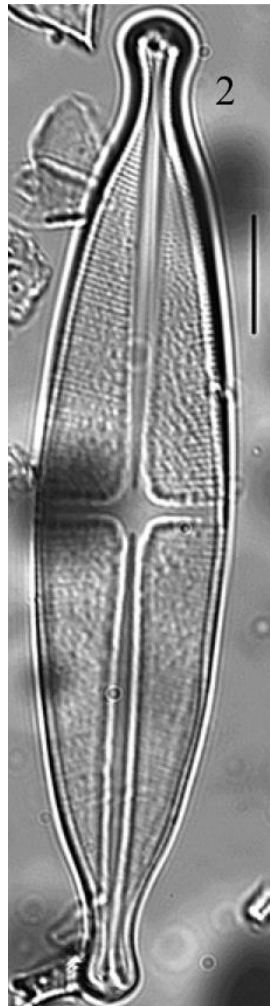
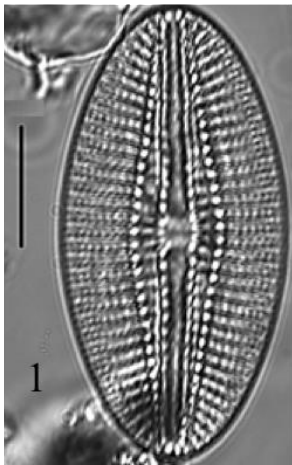


PLANCHE IV

PLANCHE V

1 et 5 : *Eunotia pectinalis*

2 : *Eunotia soleirolii*

3 : *Eunotia nymanniana*

4 : *Eunotia implicata*

6 : *Eunotia incisa*

7 : *Gomphonema gracile*

8 : *Gomphonema affine*

13 : *Gomphonema parvulum*

14 : *Gomphonema lagenula*

9 : *Gomphonema augur*

10, 11, 12 : *Gomphosphenia grovei* var *lingulatum*

Lac Tchad

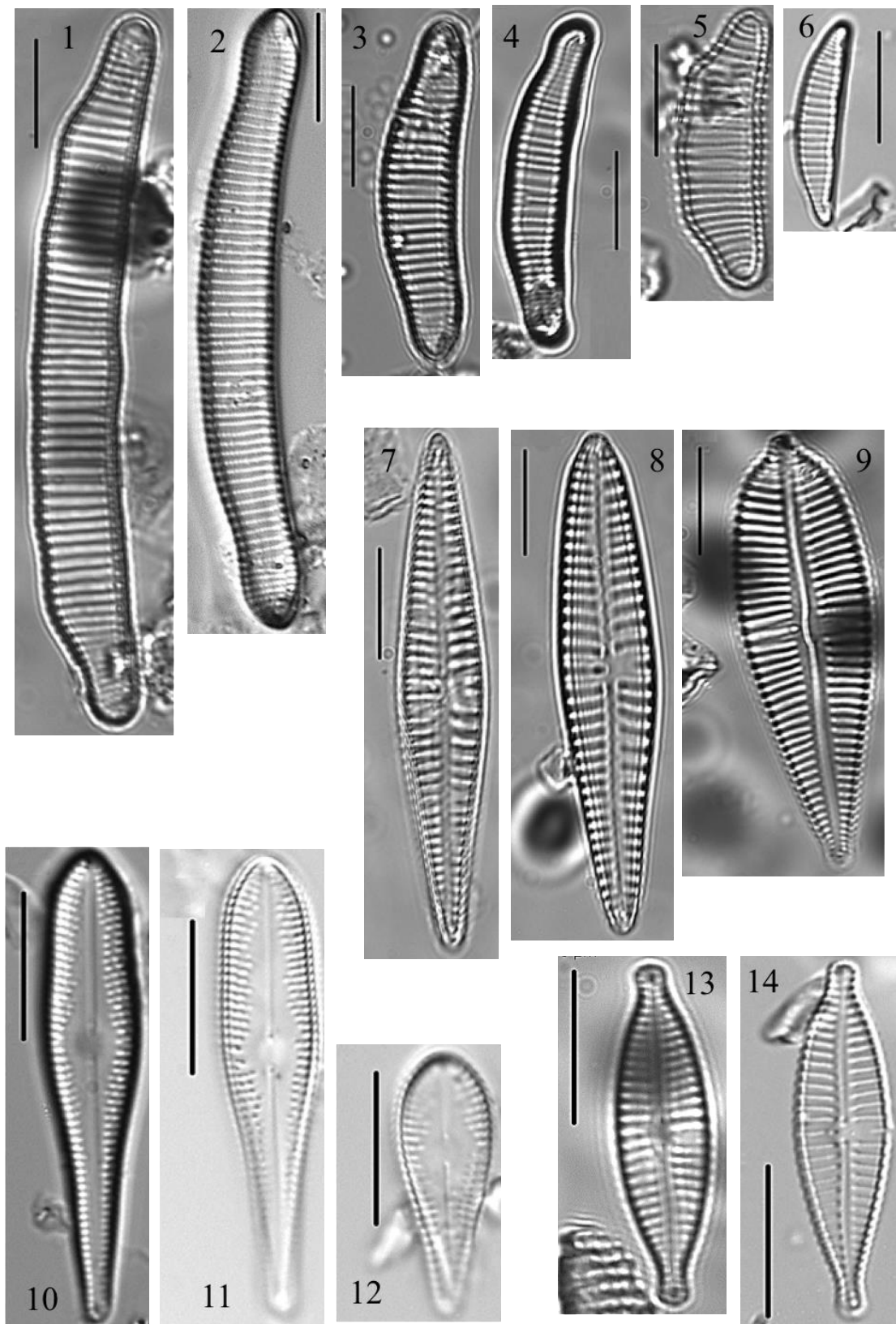


PLANCHE V

PLANCHE VI

1 et 2 : *Amphora libyca*

3 et 4 : *Encyonema ovalis*

4 : *Encyonema elginense*

5 et 6 : *Sellaphora laevissima*

7 et 8 : *Sellaphora americana*

9 : *Diadismis confervacea*

10 : *Placoneis gastrum*

11 : *Navicula similis*

12 : *Placoneis elginensis*

13 : *NCavinula scutelloides*

14 : *Navicula decussis*

Lac Tchad

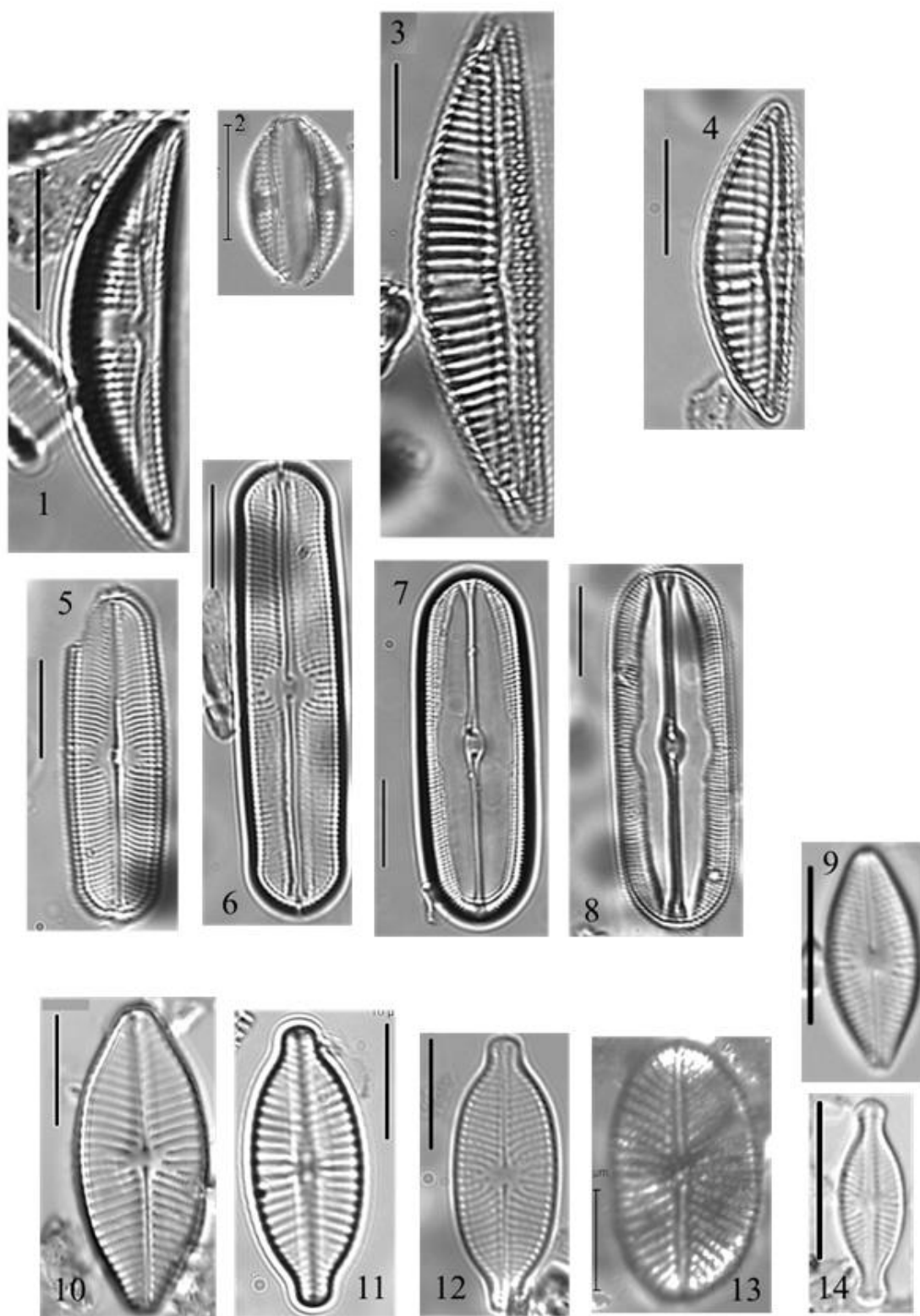


PLANCHE VI

PLANCHE VII

- 1 : *Pinnularia* sp.
- 2 : *Pinnularia maior*
- 3 et 4 : *Pinnularia gibba*
- 5 : *Pinnularia interrupta*
- 6 : *Pinnularia subcapitata*
- 7 : *Pinnularia microstauron*
- 8 : *Tryblionella levidensis*
- 9 : *Nitzschia coarctata*
- 10 : *Cymatopleura elliptica*
- 11 : *Iconella* sp.

Lac Tchad

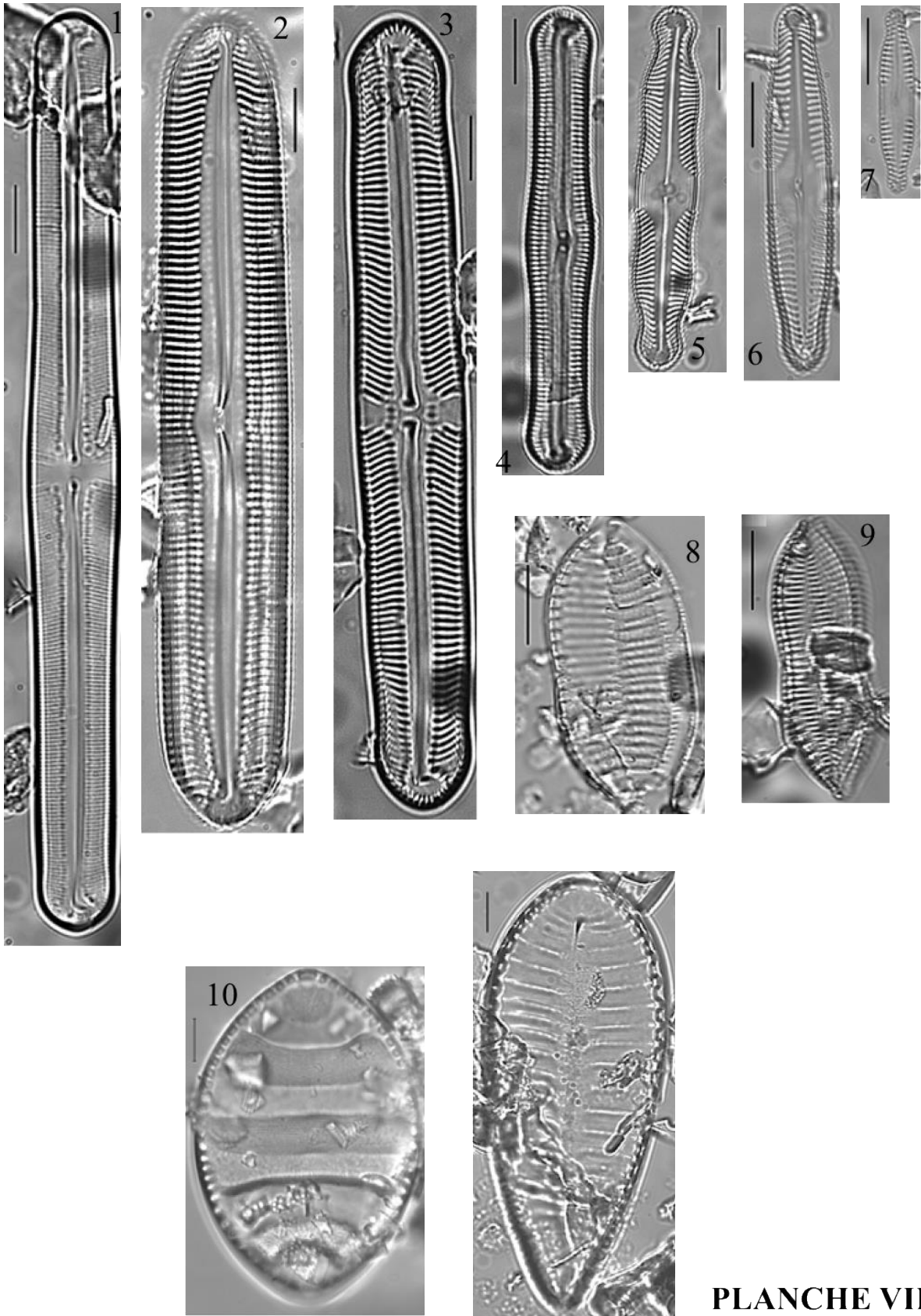


PLANCHE VII

Lacs d'Ounianga

PLANCHE I

- 1 : *Cyclotella meneghiniana*
- 2 : *Pseudostaurosira brevistriata*
- 3 : *Cymbella cymbiformis*
- 4 : *Encyonema silesiacum*
- 5 : *Cymbella pusilla*
- 6 : *Eunotia soleirolii*
- 7 : *Halamphora coffeaeformis*
- 8 : *Gomphonema angustum*
- 10 : *Gomphonema vibrio*
- 9, 11, 12, 13 : *Gomphonema parvulum*
- 12 : *Gomphonema gracile*

Lacs d'Ounianga

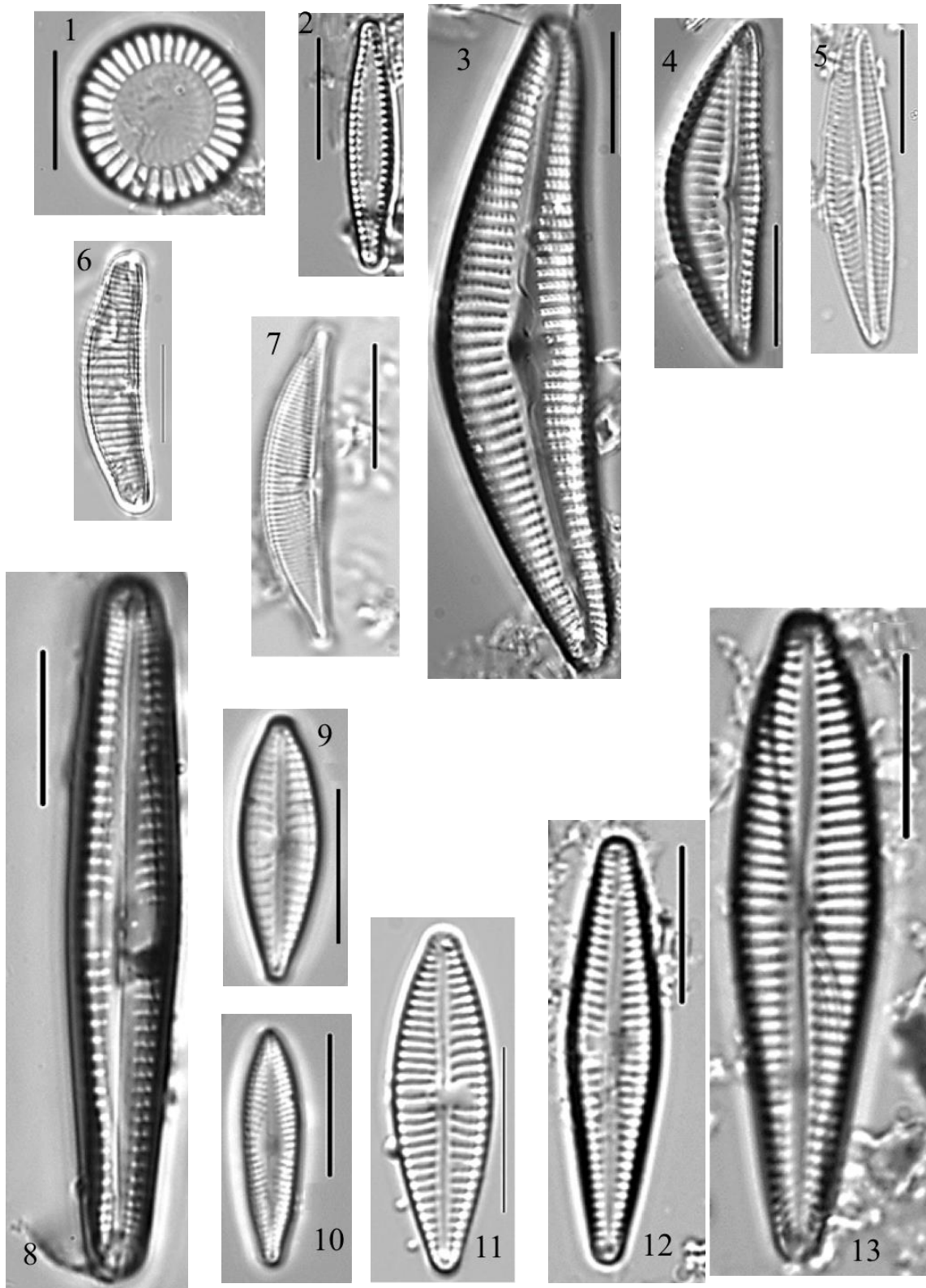


PLANCHE I

PLANCHE II

- 1 : *Anomoeoneis phoenicenteron*
- 2 : *Staurophora* sp. vue connective
- 3,4,5 : *Staurophora* sp. nov.
- 6 : *Anomoeoneis sphaerophora*
- 7 : *Craticula elkab*
- 8 : *Navicula expecta*
- 9 : *Achnanthidium engelbrechtii*
- 10 : *Navicula cryptotenella*
- 11 : *Stauroneis kriegerei*

Lacs d'Ounianga

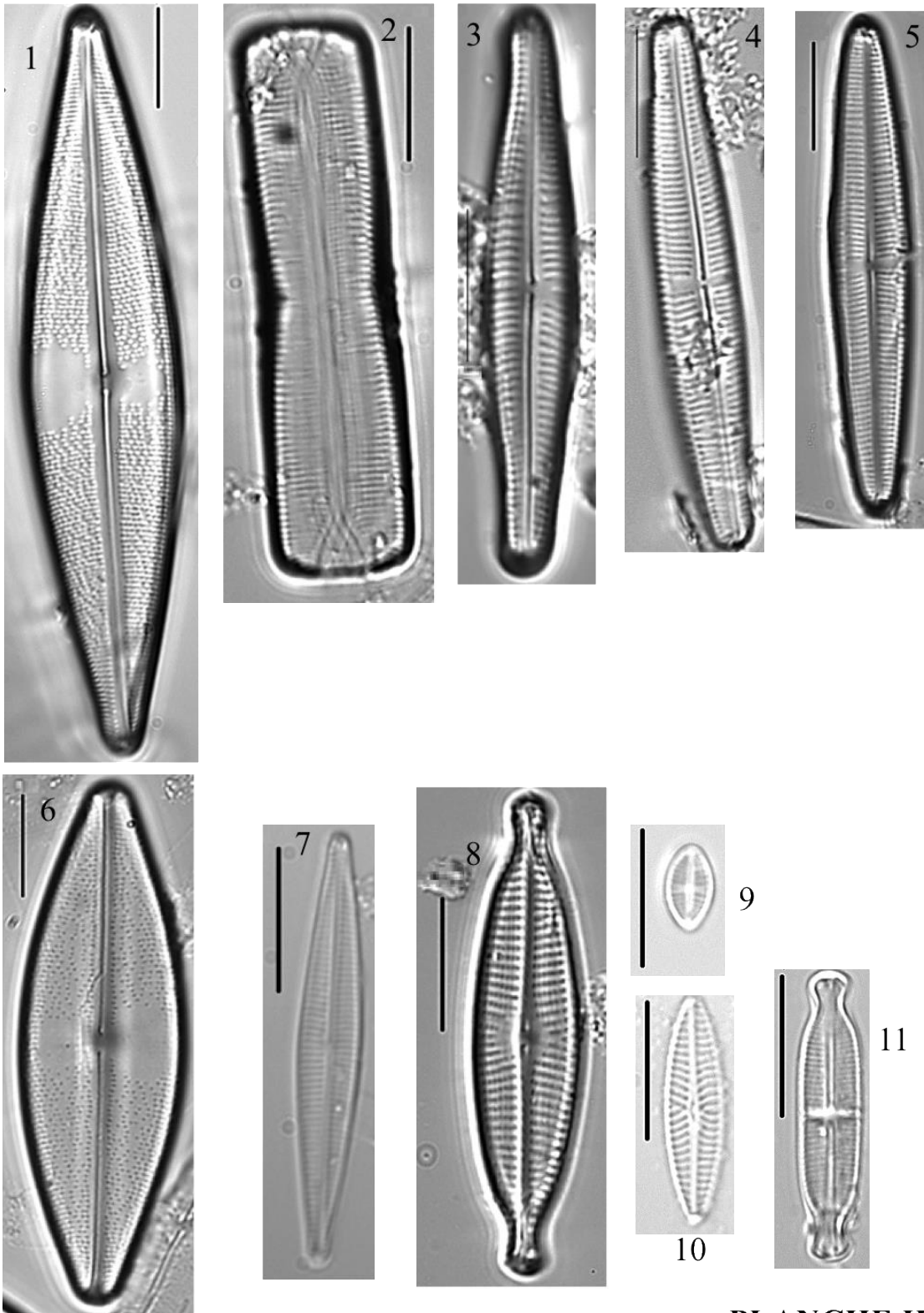


PLANCHE II

PLANCHE III

1 et 2 : *Navicula radiosa*

3 et 4 : *Navicula wildii*

5 : *Craticula elkab*

6 : *Craticula ambigua*

7 : *Diadesmis confervacea*

8 : *Sellaphora pupula*

Lacs d'Ounianga

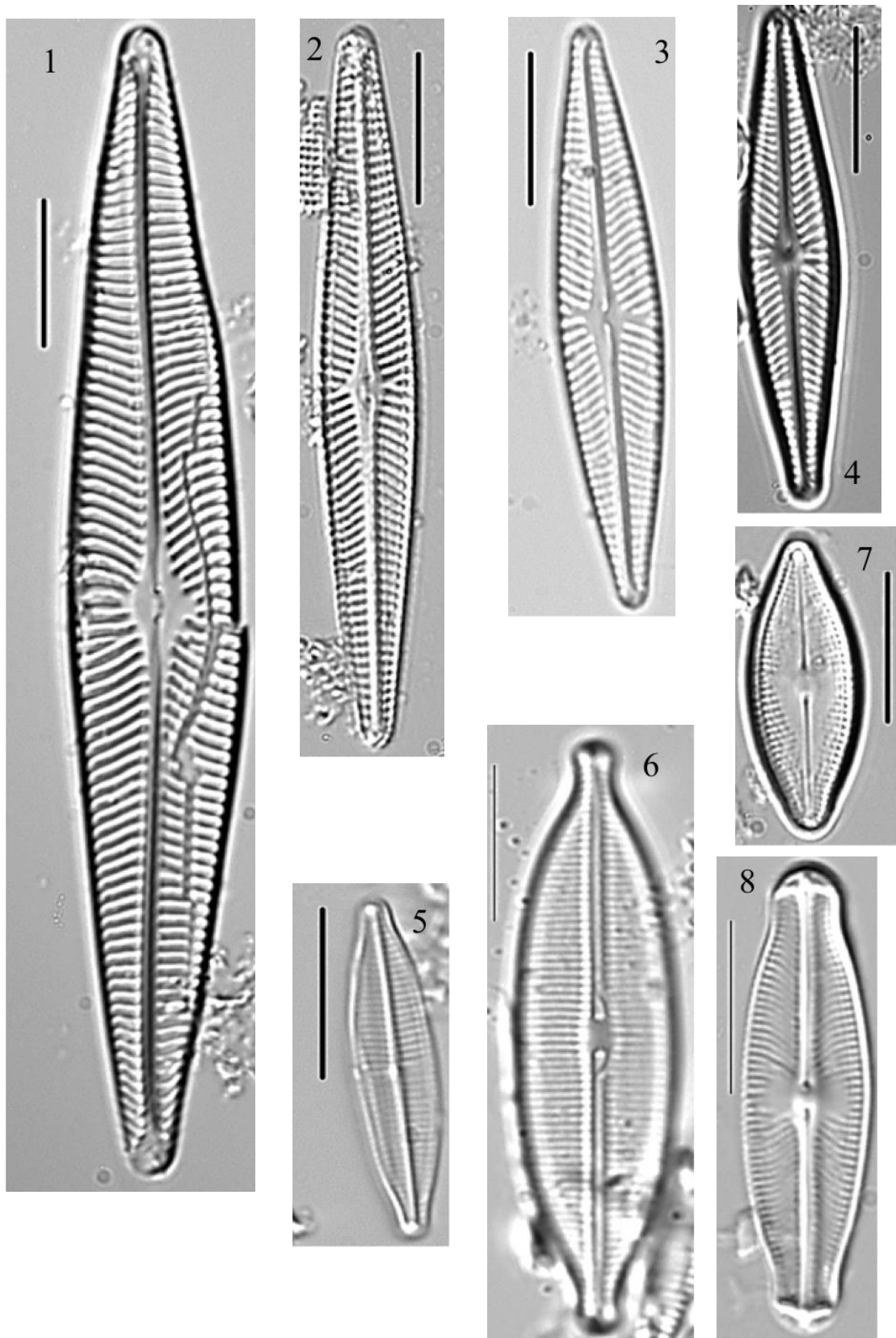


PLANCHE III

PLANCHE IV

1 : *Mastogloia smithii* vue connective

2, 6 et 7 : *Mastogloia smithii*

3 : *Caloneis* sp.

4 : *Pinnularia acrosphaeria*

5 : *Navicula oblonga*

8 et 9 : *Nitzschia pusilla*

10 : *Nitzschia amphibia*

11 : *Nitzschia* sp.

Lacs d'Ounianga

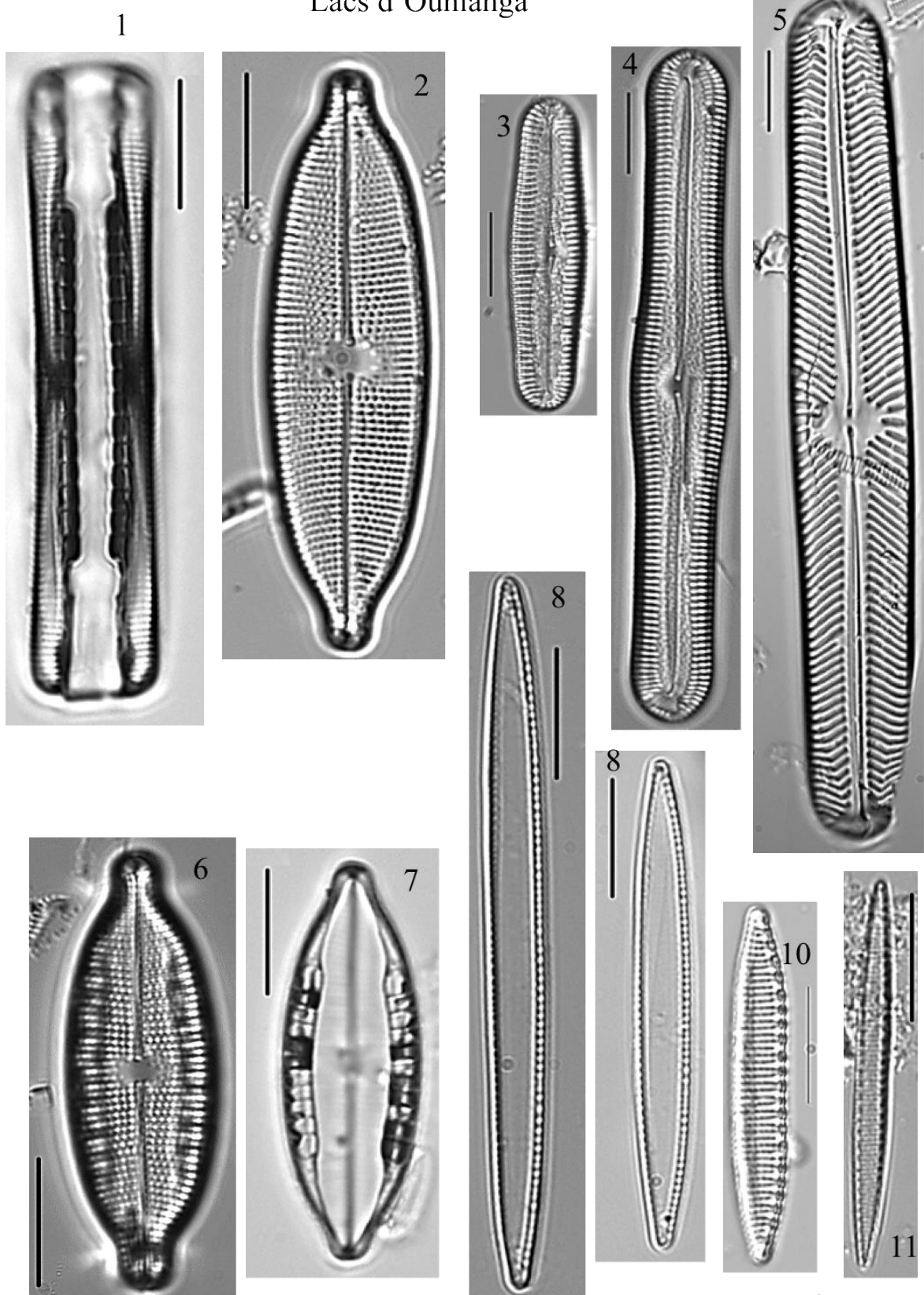


PLANCHE IV

PLANCHE V

1 : *Epithemia argus* vue connective

2 : *Epithemia argus*

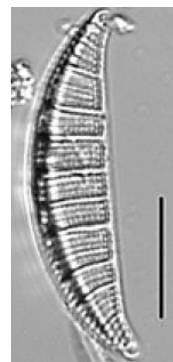
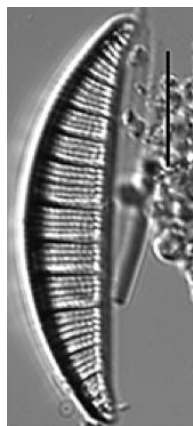
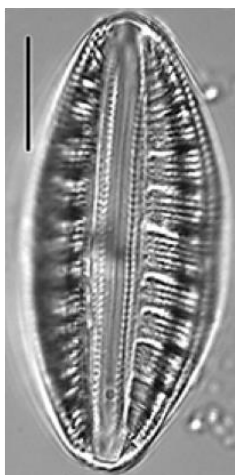
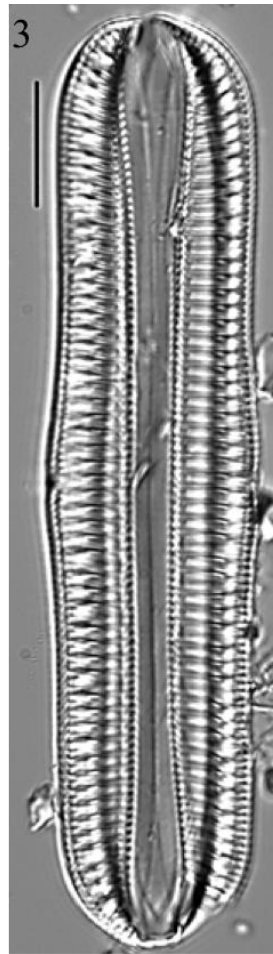
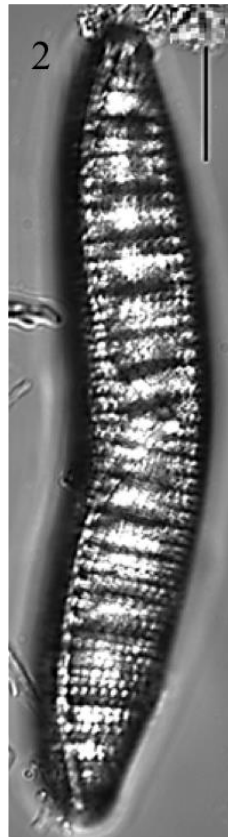
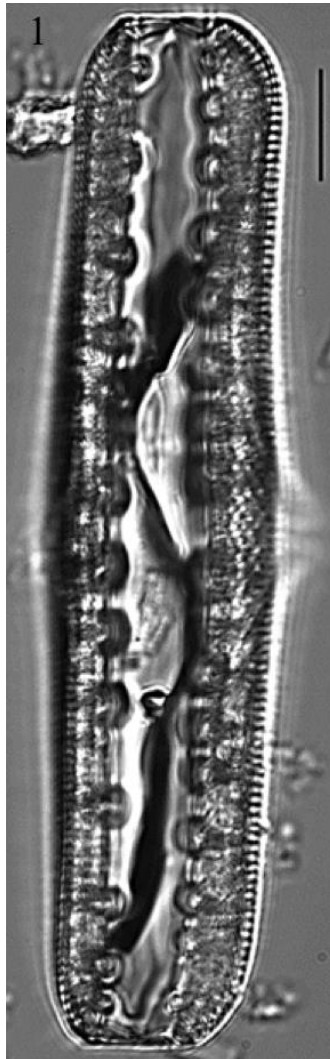
3 : *Rhopalodia gibba* var *gibba*

4 : *Rhopalodia gibberula*

5, 7 : *Rhopalodia acuminata* vue connective

6, 8 et 9 : *Rhopalodia acuminata*

Lacs d'Ounianga



5

6

7

8

9

PLANCHE V

Résumé

Mots clés : Tchad, Diatomées, Taxonomie, Lacs, Fonctions de transfert

Les diatomées forment un groupe important d'algues jaunes et brunes microscopiques colonisant l'ensemble des milieux aquatiques à la surface de notre planète. Le développement de leur cellule étant étroitement lié à la température, à l'intensité lumineuse et aux caractéristiques physico-chimiques du milieu dans lequel elles vivent, elles sont reconnues et utilisées depuis de plusieurs décennies comme un excellent bio-indicateur. Cette bio-indication repose principalement sur la connaissance de l'auto-écologie des espèces, se basant sur des études plus ou moins exhaustives et des monographies. Sur le continent africain, la flore des diatomées d'eau douce a fait l'objet d'un certain nombre d'études. Mais étonnamment peu de travaux ont été conduit dans le Sahel et en particulier sur le territoire tchadien, alors qu'il possède l'un des plus grands lacs d'eau douce d'Afrique, le lac Tchad.

L'objectif de ce travail est l'étude des diatomées dans tous les lacs du Tchad, qui sont au nombre de 5, les lacs Tchad, Fitri, Iro, Léré et d'Ounianga. Seul le lac Léré n'a pu être étudié pour des raisons de sécurité dans la région. Un inventaire taxonomique et la détermination de la diversité des diatomées sont dressés à partir d'un échantillonnage pour chaque lac intégrant la variabilité spatiale et temporelle des écosystèmes. De plus, associés aux prélèvements des diatomées, une mesure des paramètres hydrochimiques a été réalisé afin d'étudier la distribution des diatomées en fonction des caractéristiques de l'environnement aquatique.

Au total, ce sont 126 échantillons qui ont été étudiés sur les 4 lacs. La flore des diatomées des lacs Tchad, Iro et Fitri montrent une forte similitude, dominée par une espèce d'eau douce se développant préférentiellement dans des eaux alcalines. La diversité des assemblages est observée en prenant en compte les milieux benthiques, où une flore plus diversifiée est déterminée. Dans ces lacs, la distribution des diatomées est au premier ordre expliquée par l'habitat ; au second ordre interviennent le pH et la conductivité. Dans les lacs d'Ounianga, situés dans un contexte géomorphologique, hydrologique et climatique différents au cœur du Sahara tchadien, la flore des diatomées est dominée par des espèces réparties en fonction du gradient de conductivité très marqué entre les 12 lacs qui composent cette région.

Sur la base de l'ensemble de ces données, une modélisation de la relation entre les diatomées et les paramètres hydrochimiques est proposée afin de pouvoir être appliquée à leur quantification à partir des assemblages de diatomées fossiles extraits des archives sédimentaires.

Abstract

Key words : Chad, Diatoms, Taxonomy, Lakes, Transfer functions

Diatoms form an important group of microscopic yellow and brown algae colonizing all aquatic environments on the surface of our planet. Because their cell development is closely linked to the temperature, light intensity and physico-chemical characteristics of the environment in which they live, they have been recognized and used for decades as an excellent bio-indicator. This bio-indication is based mainly on knowledge of the species ecology, based on more or less exhaustive studies and monographs. On the African continent, the flora of freshwater diatoms has been studied. However, surprisingly little work has been done in the Sahel and particularly in Chad, even though it has one of the largest freshwater lakes in Africa, Lake Chad. The aim of this work is to study diatoms in all lakes of Chad, of which there are 5, lakes Chad, Fitri, Iro, Léré and Ounianga. Only Lake Léré could not be studied due to security concerns in the area. A taxonomic inventory and the determination of diatom diversity are based on sampling for each lake integrating spatial and temporal variability of ecosystems. In addition, in conjunction with diatom sampling, a measurement of the hydrochemical parameters was carried out to study the distribution of diatoms according to the characteristics of the aquatic environment. In total, 126 samples were studied on the 4 lakes. The diatomaceous flora of lakes Chad, Iro and Fitri show strong similarity, dominated by a species of freshwater preferentially developing in alkaline waters. The diversity of assemblages is observed by taking into account benthic environments, where more diverse flora is observed. In these lakes, diatom distribution is first-order explained by habitat ; at the second order are pH and conductivity. In the lakes of Ounianga, located in a different geomorphological, hydrological and climatic context in the heart of the Chadian Sahara, the diatom flora is dominated by species distributed according to the very marked conductivity gradient between the 12 lakes that occupy the region.

On the basis of all these data, modeling of the relationship between diatoms and hydrochemical parameters is proposed to be applied to their quantification from the fossil diatom assemblages extracted from the sedimentary archives.

